



ANNALES

DES

SCIENCES NATURELLES

SIXIÈME SÉRIE

BOTANIQUE

PARIS. — IMPRIMERIE DE E. MARTINET, RUE MIGNON, 2

ANNALES

DES

SCIENCES NATURELLES

SIXIÈME SÉRIE

BOTANIQUE

COMPRENANT

L'ANATOMIE, LA PHYSIOLOGIE ET LA CLASSIFICATION
DES VÉGÉTAUX VIVANTS ET FOSSILES

PUBLIÉE SOUS LA DIRECTION DE

M. J. DECAISNE

TOME IV

PARIS
G. MASSON, ÉDITEUR
LIBRAIRE DE L'ACADÉMIE DE MÉDECINE
Boulevard Saint-Germain, en face de l'École de médecine
1870

ANNALES

DES

SCIENCES NATURELLES

BOTANIQUE

RECHERCHES ANATOMIQUES

SUR

LE BOUTURAGE DES CACTÉES

Par M. S. ARLOING,
Licencié ès sciences naturelles.

INTRODUCTION.

Depuis longtemps la multiplication des végétaux par le bouturage est l'objet d'observations patientes et attentives. Mais ces observations se sont presque toujours maintenues sur le terrain des applications. Botanistes, horticulteurs et amateurs se sont attachés à déterminer les conditions dans lesquelles cette opération réussit le mieux pour telle ou telle espèce de végétaux. Très-rarement ils ont abordé cette question par le côté scientifique.

Nous n'ignorons pas que des travaux d'un ordre élevé ont touché plus ou moins directement à ce sujet. Tel est l'important mémoire de M. Trécul sur l'origine des racines adventives, publié en 1846. Ce travail, entrepris dans le but de combattre la théorie de Gaudichaud sur l'accroissement, a fourni des documents précieux sur les phénomènes anatomiques du bouturage; seulement, les idées toutes spéciales qui guidaient

l'auteur ne lui permirent pas d'envisager sous toutes leurs faces les résultats remarquables qu'il a obtenus. Telles sont encore les recherches de H. de Mohl, Hanstein, Lestiboudois, Casimir de Candolle, Rauwenhoff, sur l'apparition et le mode de développement du tissu subéreux, recherches qui se rattachent à la cicatrisation de la plaie accidentelle des boutures. Mais, nous le répétons, ces travaux manquaient de l'appropriation que nous voulons donner à nos recherches, de sorte que l'étude anatomique du bouturage, malgré les observations anciennes de A. P. de Candolle, et celles des botanistes que nous avons cités, présentait encore plusieurs points obscurs. On ne connaît qu'un seul mémoire de M. Crüger, publié dans le *Botanische Zeitung* en 1860, qui touche spécialement à la question que nous nous sommes proposée. Il traite des changements de tissu qui ont lieu dans la multiplication par boutures.

Au surplus, nous rencontrons la preuve de nos assertions dans les paroles autorisées que M. Duchartre a prononcées au sein de la Société botanique de France (1), à la suite d'une communication de M. Prillieux sur des plaies de la tige d'un *Wigandia*. En effet, M. Duchartre engage l'auteur à poursuivre ses recherches en les appliquant à l'étude des phénomènes du bouturage, où il y a, d'après son opinion, plusieurs faits intéressants à élucider. En outre, M. Decaisne, rapporteur de la commission chargée de juger le concours pour le prix Bordin, en 1873, s'exprime, dans son rapport sur un travail présenté à ce concours, de manière à laisser comprendre que nous manquons de connaissances scientifiques sur la bouture (*Comptes rendus de l'Académie des sciences*, 28 octobre 1874) (2).

Voilà les motifs qui nous ont engagé à étudier ce côté de l'histoire des végétaux. Guidé par eux, appuyé sur des autorités aussi considérables que les noms de MM. Duchartre et Decaisne,

(1) Séance du 29 novembre 1872.

(2) Nous n'insisterons pas davantage sur l'historique de la question, afin d'éviter des redites. Plus tard nous aurons à approuver ou à discuter des idées qui ont cours dans la science ; il nous paraît inutile de les écrire une première fois dans une introduction, où l'on ne peut pas en examiner la valeur.

nous pouvions espérer que les minimes résultats auxquels nous devions prétendre ne seraient pas dépourvus d'intérêt.

Le genre de nos travaux nous portait naturellement vers l'étude microscopique des modifications qui se produisent à l'extrémité inférieure de la bouture. Nous l'avons entreprise avec d'autant plus d'empressement que nous nous plaisions d'avance à établir des rapprochements entre les phénomènes anatomiques que nous allions observer et ceux qui se passent quelquefois chez les animaux. Nous espérions ramener à l'unité quelques phénomènes biologiques, et par là faire une œuvre utile ; car il est impossible de douter que si la science a accompli ses premiers progrès en signalant des différences, elle progressera encore davantage lorsqu'elle révélera des analogies cachées.

Mais une étude anatomique du bouturage demande, pour être complète, une série presque indéfinie d'examens microscopiques comparatifs. Nous fûmes obligé de restreindre nos investigations à une famille de plantes qui se recommande particulièrement à l'attention des naturalistes, la famille des Cactées.

Le mémoire que nous présentons aujourd'hui devra donc être regardé comme une simple contribution à cette vaste étude.

Si maintenant on nous demandait la cause qui a déterminé notre choix, nous répondrions que nous avons choisi les Cactées parce que les anatomistes n'ont jamais parlé que très-superficiellement de l'enracinement de ces plantes. Nous ajouterions que la structure de ces végétaux se prête merveilleusement aux examens microscopiques, et permet, grâce à un épais parenchyme cortical, d'assister en quelque sorte au développement graduel des racines adventives. Enfin, nous dirions que le hasard a fait tomber sous nos yeux un fait que nous pensions inconnu (la présence de racines adventives sur la moelle d'une Cactée), et dont nous voulions chercher l'explication.

Ainsi que l'indique le titre que nous avons adopté, nos recherches sont purement anatomiques. Elles viendront prendre place dans trois chapitres principaux, comprenant : le premier,

la *cicatrisation de la surface accidentelle des boutures;* le deuxième, l'*indication des points où apparaissent les racines adventives*, et le troisième, la *formation* et l'*accroissement de ces racines*. En exposant nos observations, nous essayerons de faire ressortir tous les points qui nous sembleront propres à jeter quelques lumières sur certaines questions d'organogénie et de phytotomie.

Tel est le cadre que nous nous sommes tracé. Puissent nos juges et nos lecteurs trouver que nous l'ayons fidèlement et utilement rempli (1).

CHAPITRE PREMIER.

CICATRISATION DE LA SURFACE ACCIDENTELLE DES BOUTURES.

§ 1.

Les Cactées se multiplient très-facilement par boutures. La tige, les rameaux, et même la fleur et le fruit de ces plantes peuvent servir à ce genre de multiplication. C'est M. Trécul qui a observé le premier, au Texas, la multiplication d'une Cactée par ses fleurs et ses fruits. Son observation a été corroborée depuis par les expériences de M. Baillon sur quelques plantes de la même famille.

A. — Préparation des boutures.

1° Règle générale, on s'adresse aux rameaux ou à la tige des Cactées pour obtenir des boutures. Certains genres (*Echi-*

(1) A l'époque où nous commencions nos recherches, M. R. Stoll publiait, à notre insu, dans le *Botanische Zeitung* (1874), des travaux *sur la formation du callus dans les boutures*. M. Duchartre résume les faits les plus importants du travail de M. Stoll dans les conclusions suivantes : « Le bourrelet qui se produit au bord inférieur des boutures n'est pas nécessaire à leur reprise ; il paraît contribuer d'abord à les nourrir, puis il protége et abrite leur section, et pour cela il forme généralement, à une faible distance au-dessous de sa surface, une assise plus ou moins épaisse de tissu subéreux. » (*Éléments de botanique*, 2e édit., p. 332.) Nos études confirment la plupart des faits signalés par M. Stoll, et de plus, croyons-nous, élargissent nos connaissances sur quelques points de l'histoire anatomique et physiologique du bouturage qui n'ont pas été abordés jusqu'à ce jour.

nopsis, *Melocactus*, etc.) nous les fournissent tout naturellement, car les ramifications de ces plantes, après avoir acquis tout leur développement, se séparent de la tige par un étranglement qui se prononce de plus en plus et finit par se rompre. Ajoutons que, le plus souvent, quand la séparation approche, des racines adventives se développent sur la base des rameaux, de sorte que ceux-ci se fixent immédiatement dans le sol et ne tardent pas à végéter. Pour avoir des boutures, il n'y a donc qu'à recueillir les rameaux ainsi détachés de ces plantes, ou bien, si l'on ne veut pas attendre une séparation naturelle, il faut la provoquer, et pour cela il y a fort peu de chose à faire. Une bouture obtenue dans ces conditions n'offre, pour ainsi dire, pas de surface accidentelle et peut être mise en terre sur-le-champ.

Lorsque les Cactées ont une tige simple et sans ramifications, ou bien lorsque leurs rameaux se continuent et font corps avec la tige, il faut de toute nécessité retrancher artificiellement l'extrémité de la tige ou des rameaux pour avoir des boutures. M. Lemaire recommande de pratiquer les amputations d'un seul coup et avec une lame bien tranchante. Quant à la direction de la coupe, relativement à l'axe longitudinal de la bouture, elle ne paraît pas avoir, pour les Cactées, l'importance qu'elle présente pour les Dicotylédonées ligneuses.

Les amputations étant faites, M. Lemaire conseille de « saupoudrer de sable blanc bien sec ou de cendres les deux plaies, pour empêcher une inutile déperdition de séve ». Nous avouerons que nous ne comprenons pas l'avantage de cette dernière pratique. Il nous semble au contraire qu'elle va à l'encontre du but que l'on se propose, car un corps poreux et avide d'humidité, comme du sable bien fin ou de la cendre, doit aspirer par hygroscopicité et capillarité une grande quantité de suc. Tout ce que peuvent faire ces corps poreux, c'est d'absorber les liquides qui viennent sourdre sur la surface de section et de les rendre moins visibles; mais, dans ces conditions, leur utilité est plus apparente que réelle. A notre avis, ils seraient même nuisibles à la prompte cicatrisation des plaies, parce

qu'ils abritent les tissus végétaux sous une enveloppe humide et les prédisposent à la pourriture.

2° On a remarqué, depuis longtemps, que les Cactées reprennent plus sûrement lorsque la surface accidentelle des boutures est *ressuyée*, c'est-à-dire légèrement desséchée. Aussi les horticulteurs ont-ils l'habitude de laisser séjourner à l'ombre, sur un rayon de la serre, les rameaux qu'ils se proposent de planter. D'après A. P. de Candolle, cette habitude serait avantageuse sous plusieurs rapports : 1° la tranche de la coupe se desséchant un peu, le tissu cellulaire cortical est moins susceptible de pourrir ; 2° cette partie desséchée de l'écorce forme comme une sorte de bourrelet qui arrête les sucs descendants et favorise le développement des racines ; 3° la branche entière, ayant perdu une partie notable de son humidité par l'évaporation, est disposée à pomper l'eau avec plus d'activité, et à reprendre ainsi plus vivement ses fonctions végétatives.

Le premier de ces avantages se conçoit aisément. On sait en effet que chez les Dicotylédonées ordinaires, dont les boutures ne peuvent pas attendre sans danger, une portion de moelle et d'écorce est fatalement condamnée à pourrir dans le sol humide que l'on entretient immédiatement autour des jeunes plantes. Cependant nous devons dire que nous avons planté intentionnellement des boutures de Cactées fraîchement coupées, et que toutes celles dont les sucs sont aqueux ont parfaitement réussi. Elles nous ont offert plus tard une surface accidentelle régulièrement cicatrisée, surtout quand on a eu le soin de ne pas abuser des arrosages. Cet excellent résultat doit être attribué à la puissance formatrice des Cactées, sur laquelle nous aurons bientôt à revenir.

Le troisième se comprend aussi très-bien : la transsubstantiation étant basée en grande partie sur la circulation des liquides à l'intérieur des végétaux. Mais le second avantage est discutable, car cette cicatrice plus ou moins solide n'a pas d'analogie avec les bourrelets qui se forment ordinairement à l'extrémité inférieure des boutures. Nous examinerons ce fait

plus longuement en étudiant les phénomènes anatomiques de la cicatrisation.

3° La durée du *ressuyage* n'est pas nécessairement très-longue. Dès que la surface de section est recouverte d'une pellicule blanchâtre, un peu résistante, la bouture peut être mise en terre. Cette pellicule se forme rapidement si la température est élevée et sèche.

Quand cette pellicule protectrice est constituée, les tissus vivants de la bouture sont mis à l'abri des agents extérieurs, et la bouture elle-même est susceptible de conserver pendant plusieurs mois la faculté de reprendre aussitôt qu'elle sera placée dans des conditions favorables.

A. P. de Candolle rapporte que Th. de Saussure a conservé une branche d'*Opuntia* vivante pendant plusieurs mois, et qu'un *Sempervivum cæspitosum* cueilli à Ténériffe par Christian Smith, et conservé dix-huit mois en herbier, a parfaitement repris et végété dans le jardin de Genève. M. Pépin a rapporté, dans un travail *sur la persistance de la vie dans les végétaux*, qu'il a conservé des pieds d'*Opuntia* et une tige de *Cereus peruvianus* de deux à huit années, sans qu'ils eussent perdu leur faculté de prendre. Ces faits de persistance de la vitalité dans des fragments de plantes grasses ne nous étonnent pas, car nous avons conservé et conservons encore sur les rayons de notre laboratoire des tiges ou des rameaux de *Cereus peruvianus*, *Cereus monstruosus*, *Opuntia vulgaris* et *inermis* depuis bientôt deux ans, et l'on ne se douterait pas, en les voyant, que ces portions de végétaux sont séparées du sol depuis si longtemps.

L'abondance du tissu parenchymateux, la rareté des stomates et la solidité de l'épiderme des Cactées conservent la vie dans leurs boutures. Si l'on vient à élargir les voies offertes à l'évaporation en sectionnant, par exemple, l'extrémité naturelle d'une bouture, celle-ci ne tarde pas à se dessécher et à mourir. Et telle est l'influence d'une enveloppe continue d'épiderme, que souvent le segment qui porte l'extrémité naturelle de la bouture résiste à la dessiccation, tandis que l'extrémité inférieure, incomparablement plus volumineuse, mais blessée à ses

deux extrémités, périt infailliblement. De ce qui précède on peut conclure qu'une bouture vivra en *ressuyage* d'autant plus longtemps qu'elle sera plus intacte et plus volumineuse.

4° Il ne faudrait pas croire toutefois que les boutures conservées longtemps en réserve restassent intactes : elles pâlissent notablement ; elles se rident, ce qui indique que l'eau les abandonne ; elles perdent sans doute d'autres éléments, et le total des pertes qu'elles subissent se traduit par une diminution de poids. Autrefois A. P. de Candolle a calculé qu'en un mois d'été, des plantes grasses qui n'appartiennent pas à la famille des Cactées perdirent une partie de leur poids, qui varia, selon les espèces, entre 18 et 40 pour 100.

Nous avons renouvelé ces pesées sur des Cactées, dans des conditions analogues : sur les rayons d'un laboratoire situé au premier étage, nous laissons séjourner, pendant un mois chaud et humide (du 26 juin au 26 juillet 1875), des boutures de *Cereus peruvianus*, *C. monstruosus*, *Opuntia Ficus indica*, les unes coupées depuis peu, les autres depuis plusieurs mois. Nous les pesons au commencement et à la fin de l'expérience. Les résultats furent les suivants :

Nos	ESPÈCES.	AGE DE LA BOUTURE.	POIDS. 26 juin.	POIDS. 26 juillet.	PERTE totale.	PERTE p. 100.
1.	*C. peruvianus.*	Coupée depuis plusieurs mois......	k 1,043	k 0,945	k 0,098	gr 9,4
2.	*C. peruvianus.*	Coupée depuis la veille...........	1,085	0,175	0,020	10,8
3.	*C. monstruosus.*	Coupée depuis plusieurs mois......	1,700	1,650	0,050	2,9
4.	*Op. Ficus indica.*	Coupée depuis plusieurs mois......	0,554	0,539	0,015	2,7
5.	*Op. Ficus indica.*	Fraîchement coupée.	0,890	0,820	0,070	7,8

D'après ce tableau, on voit que, dans les conditions indiquées, les boutures de *Cereus* et d'*Opuntia* ont perdu une partie de leur

poids qui varia entre 2,7 et 10,8 pour 100. On remarquera que le *C. peruvianus* a perdu le plus, et que la différence entre la bouture fraîche et la bouture vieille a été minime (1 gramme); que l'*Opuntia*, avec ses rameaux simplement fasciés, a perdu le moins, mais que la différence a été très-grande (5 grammes environ) entre la bouture fraîchement coupée et la bouture ancienne. L'épiderme extrêmement résistant des Cactées que nous avions mises en expérience rend compte des différences de nos pesées comparées à celles de De Candolle.

On pourrait croire que les boutures perdent simplement une partie de l'eau qu'elles renferment, mais les modifications sont plus profondes quand le ressuyage a duré très-longtemps. Elles peuvent porter sur la composition chimique du contenu des cellules et sur l'abondance et la nature des éléments figurés de ces dernières. Nous avons été conduit en quelque sorte accidentellement à l'observation de ce fait.

Une bouture de *Cereus* attendait sur un rayon du laboratoire depuis huit mois environ; elle avait donné des racines adventives. Dans le but de bien étudier l'origine de ces racines, nous retranchons l'extrémité inférieure de la bouture et nous la mettons en macération dans l'eau ordinaire, sous une température moyenne supérieure à 18 degrés centigr. Au lieu de voir le tissu parenchymateux de cette bouture disparaître par la macération, comme nous l'avions observé plusieurs fois, il résistait à la putréfaction, et à 2 millimètres au-dessous de la surface accidentelle, ce tissu était aussi blanc que s'il venait d'être mis dans l'eau.

Ce fait nous étonna, et nous pensâmes qu'il était difficile de l'expliquer autrement qu'en admettant une diminution considérable du contenu des cellules végétales. De même qu'un animal soumis à l'abstinence, la bouture vit aux dépens des éléments organiques contenus dans ses tissus. Quand cette *abstinence* est prolongée, les cellules se réduisent en quelque sorte à leur enveloppe cellulosique, et dès lors deviennent à peu près imputrescibles. Au surplus, nous avons pratiqué des coupes dans la bouture en question pour les examiner

sous le microscope. Nous avons constaté que les cellules ne renfermaient pour ainsi dire plus de granules amylacés. L'eau iodée ne produisait plus ses effets caractéristiques. En outre, les quelques éléments figurés que présentaient encore les cellules s'offraient sous des formes cristallines variées, et non sous la forme propre à l'amidon.

Les matières organiques azotées et amylacées quittent donc les cellules parenchymateuses pendant un ressuyage prolongé. Une partie de ces matières disparaît pour servir à l'entretien des éléments anatomiques; l'autre partie n'opère probablement qu'une simple migration et se transporte sans doute vers la base de la bouture où des organes nouveaux prennent naissance. Dans tous les cas, il ressort de ce fait cette conclusion pratique qu'il ne faut pas prolonger outre mesure cette période préparatoire, autrement on s'exposera à un temps d'arrêt dans la végétation de la bouture, en supposant que la reprise se fasse aisément et que les racines se développent rapidement après la plantation.

Il ne faut pas oublier que dans les Cactées, plus que dans les autres plantes, une très-petite quantité de tissus vivants peut suffire au développement de parties nouvelles par transsubstantiation. M. Fréd. Palmer dit avoir observé un *Melocactus* qui, déposé sur l'étagère d'une serre, s'est rapidement altéré de la racine à sa partie supérieure. La plante fut réduite à un *cephalium* vidé de sa pulpe, séché à l'intérieur; malgré cela, elle poussa une proéminence de la partie que M. Palmer appelle *épidermo-tomentosique*.

§ 2.

Étudions maintenant les phénomènes anatomiques qui se passent à l'extrémité de la bouture pendant le ressuyage à l'air libre et pendant la reprise dans le sol, c'est-à-dire la cicatrisation provisoire et la cicatrisation définitive de la surface accidentelle des boutures.

A. — Cicatrisation provisoire de la bouture.

La section de la tige ou d'un rameau de Cactée compromet les cellules ouvertes par l'instrument tranchant et une certaine partie des faisceaux fibro-vasculaires, car les cellules vidées de leur contenu et la portion des faisceaux qui est mise au contact de l'air sont vouées à une mort certaine.

1° *Modifications du tissu celluleux.* — Celui-ci appartient au parenchyme cortical, au parenchyme médullaire et à l'épiderme.

Les cellules parenchymateuses sous-épidermiques renferment des granules de chlorophylle; les autres contiennent, pour le plus grand nombre, un protoplasma visqueux et des granules d'amidon; pour le plus petit nombre, une substance disposée en couches concentriques, coagulable par l'alcool, que M. Trécul considère comme une gomme, ou bien un suc propre laiteux.

Les cellules gommeuses de M. Trécul, déjà désignées par Schleiden sous le nom de cellules gélatineuses (*Gallertzellen*), versent leur contenu à la surface de la coupe, ce qui donne à celle-ci, après une légère dessiccation, un reflet brillant caractéristique.

Trois ou quatre jours après la section, si la bouture a été placée dans un lieu sec, les parenchymes cortical et médullaire s'affaissent légèrement : l'épiderme se ressent de cette dessiccation; mais, comme ses cellules à parois épaisses sont moins aqueuses que celles du parenchyme cortical, il se rétracte beaucoup moins, et forme autour de la plaie une bordure mince, légèrement renversée en dedans. La saillie de cette bordure est un peu plus marquée dans les plantes du genre *Opuntia* que dans les espèces des autres genres. Nous attribuons cette différence à celle du contenu des premières cellules de l'*hypoderme*. En effet, dans le genre *Opuntia*, toutes les cellules de la rangée extérieure de cette couche tégumentaire renferment une plaque de 0^{mm},035 à 0^{mm},050 de diamètre qui résulte de l'agglomération de petits rhomboèdres aplatis d'oxa-

late de chaux. Ces plaques cristallines donnent à la face interne de l'épiderme un toucher analogue à celui d'un papier à l'émeri. Leur présence pourrait peut-être constituer un caractère du genre *Opuntia*.

Si, à ce moment, on fait des coupes microscopiques dans le tissu parenchymateux cicatriciel, on observe trois ou quatre rangées de cellules desséchées, ratatinées, en grande partie revenues sur elles-mêmes. Ces cellules ont pris une teinte jaune brunâtre plus ou moins accusée, particulièrement prononcée sur les éléments figurés qu'elles renferment. Les figures 3 et 5 peuvent donner une idée de ces premières modifications qui, en somme, consistent en une simple destruction physique des éléments mis à nu par la section. Au-dessous de ces trois ou quatre rangées de cellules, le parenchyme est normal. Après dix à douze jours, la couche des cellules desséchées est à peu près dans le même état. Quant au parenchyme sous-jacent, il offre des phénomènes de multiplication, surtout au voisinage des faisceaux fibro-vasculaires qui se présentent sur la coupe. Mais ces phénomènes sont réellement prononcés au bout d'un mois à un mois et demi.

Si le ressuyage se prolonge au delà de ce dernier délai, les modifications extérieures que nous avons signalées s'accusent de plus en plus. Le parenchyme médullaire et cortical prend une teinte franchement grise. La couche qui recouvre extérieurement la plaie se fendille irrégulièrement, et il est possible de l'enlever sous forme d'écailles. On sent qu'on pourrait arracher par le grattage une deuxième couche protectrice, quelquefois une troisième, voire même une quatrième, surtout si la bouture est retranchée depuis longtemps (7, 8, 10 mois). Il n'est pas jusqu'au tégument qui, avec le temps, ne subisse des modifications : au pourtour de la plaie il forme souvent une légère saillie sur la surface du reste de la plante ; cette saillie, large de 3 à 6 millimètres, est divisée en bandes inégales dont les teintes passent insensiblement du jaune blanchâtre au vert naturel de l'épiderme.

Il importait d'être renseigné sur l'organisation de cette cica-

trice, aussi avons-nous fait des coupes microscopiques dans son épaisseur aux différentes périodes de son développement.

a. Dans la plaie datant d'un mois à un mois et demi, la cicatrice présente de $0^{mm},250$ à $0^{mm},300$ d'épaisseur. Elle se divise en deux couches à peu près égales. Nous connaissons déjà la couche superficielle ; elle est formée de cellules vidées ou desséchées, de couleur brune. La couche profonde est constituée, suivant l'âge de la bouture, de trois, quatre ou cinq assises de cellules aplaties (*phellogènes*) encore nucléées pour la plupart. Ces cellules, analogues par la forme aux éléments producteurs du tissu subéreux, se développent par une division des cellules parenchymateuses sous-jacentes à la cicatrice. Elles mesurent de $0^{mm},020$ à $0^{mm},035$ d'épaisseur sur $0^{mm},050$ à $0^{mm},120$ de longueur, tandis que les cellules du parenchyme, irrégulièrement arrondies ou polyédriques, possèdent un diamètre moyen de $0^{mm},050$ à $0^{mm},120$.

La transformation des cellules parenchymateuses en cellules phellogènes s'opère sur toute l'étendue de la cicatrice ; mais le microscope démontre qu'elle est plus active au pourtour des faisceaux fibro-vasculaires.

b. Dans une plaie plus ancienne, la cicatrice acquiert plus de puissance ; elle peut atteindre de $0^{mm},450$ à $0^{mm},500$ d'épaisseur. Au lieu d'être divisée en deux couches seulement, elle en offre jusqu'à quatre parfaitement distinctes : 1° la couche de cellules desséchées ; 2° une couche de cellules aplaties, vides et transparentes, semblables aux cellules subéreuses ; 3° une rangée de cellules de $0^{mm},100$ de longueur sur $0^{mm},040$ de largeur, à parois très-épaisses ($0^{mm},015$ à $0^{mm},017$), poreuses, analogues aux cellules *péridermiques* : on pourrait l'appeler *sclérenchyme de la cicatrice* ; 4° une couche de cellules aplaties, nucléées, qui se confondent insensiblement avec les cellules parenchymateuses, d'où elles dérivent par scissiparité.

c. Sur des plaies encore plus anciennes, la cicatrice peut atteindre un millimètre d'épaisseur. Sa surface s'exfolie naturellement, soit par l'effet de la dessiccation, soit par le gonflement des tissus sous-jacents. Une coupe intéressant toute son

épaisseur montre, lorsqu'on l'examine à un faible grossissement : 1° une forte couche superficielle de cellules desséchées, désagrégées et infiltrées d'air ; 2° des couches alternatives de cellules subéreuses et de cellules péridermiques à parois épaisses et jaunâtres ; 3° enfin, une couche de cellules phellogènes. Le nombre des couches subéreuses et des couches péridermiques varie avec l'âge de la cicatrice. Quant à la puissance des couches de suber, elle est d'autant plus grande que celles-ci se rapprochent davantage des tissus vivants, c'est-à-dire d'autant plus grande que les couches sont plus récentes. Nous ferons remarquer en outre que les couches de cellules péridermiques, au lieu d'être constituées par une seule assise, en présentent souvent deux ou trois.

Il ressort nettement, des descriptions que nous venons de donner, que le parenchyme médullaire et le parenchyme cortical des boutures de Cactées se hâtent de se mettre à l'abri des agents extérieurs par un tissu subéreux. Ce fait pourrait démontrer une fois de plus, s'il en était besoin, la véracité de l'hypothèse de Dutrochet sur l'identité de nature de la moelle centrale et de la moelle corticale. Deux tissus qui se comportent de la même manière et donnent naissance à des formations nouvelles identiques sont de la même nature. Ce principe domine l'histologie animale et végétale.

Ici, comme partout où on le rencontre, le tissu subéreux remplit un rôle essentiellement protecteur. Son développement sur une surface végétale accidentelle ne diffère pas de son développement dans son siége normal. Hugo de Mohl nous avait appris que, dans le Chêne-liége, les couches annuelles de suber sont séparées par une ou deux assises de cellules remarquables par leur aplatissement et l'épaisseur de leurs parois. Nous retrouvons ces cellules épaisses (*péridermiques*) dans la cicatrice du parenchyme des Cactées ; seulement, dans la cicatrice, leur présence n'indique pas les limites d'une formation annuelle de suber. On peut en voir deux ou trois couches séparées par des cellules incolores dans une cicatrice qui date de huit à dix mois. Si nous devions comparer la structure d'une cicatrice

parenchymateuse ancienne de Cactée à un organe connu, nous accepterions volontiers le tissu subéreux du *Gymnocladus canadensis* Lamk comme terme de comparaison. Ce tissu, en effet, est composé d'assises alternatives et peu inégales en épaisseur de suber et de périderme (Mohl, Duchartre, p. 159); mais les parois des cellules péridermiques sont moins épaisses que dans la cicatrice.

Quant à son évolution ultérieure, le tissu subéreux est analogue au tissu épithélial des animaux : sa formation est en quelque sorte indéfinie; pendant qu'il se détruit par sa face superficielle, il se reproduit par sa couche profonde.

2° *Modifications du tégument.* — Dans les genres les plus répandus, le tégument des Cactées est très-solide. Il se compose d'une première rangée de cellules (*épiderme proprement dit*) couvertes extérieurement par la cuticule, et d'une couche épaisse, résistante (*hypoderme*), formée de quatre rangées de cellules irrégulières, séparées les unes des autres par une substance qui provient, ainsi que M. Trécul l'a démontré, d'une sécrétion de l'utricule primordiale. Au-dessous de cette couche, le parenchyme cortical commence par des cellules régulièrement polyédriques, munies de granules de chlorophylle.

Nous avons dit plus haut que le tégument se dessèche au pourtour de la plaie sans accompagner le parenchyme cortical dans sa rétraction. Le rebord qu'il forme se racornit de plus en plus, et, dans une plaie ancienne, finit par se briser et se détacher au moindre contact. Loin de mettre à nu une surface molle et irrégulière, la chute de ce rebord laisse une surface lisse, sèche, qui se confond en quelque sorte insensiblement avec l'épiderme normal et avec la plaie.

En étudiant une coupe faite dans une plaie ancienne, intéressant le tégument et le parenchyme voisin, on saisit l'organisation et le développement de la cicatrice de l'épiderme. On constate que la substance subéreuse qui protége le parenchyme cortical se réunit à une masse de même nature qui s'engage comme un coin entre l'hypoderme et l'épiderme. Pour que cette union ait pu s'établir, il a fallu de toute nécessité que

l'hypoderme se rompit sur les limites de la partie morte et de la partie vivante. Comment s'est faite la disjonction de la portion vivante et de la portion mortifiée du tégument? D'où proviennent les cellules subéreuses qui ont soulevé la couche épidermique au voisinage de la plaie? Arrêtons-nous sur ces deux questions.

Pour apprécier le mécanisme de la disjonction, il faut s'adresser à des plaies peu anciennes, sur lesquelles on pourra saisir le commencement du phénomène. Si l'on pratique une coupe mince dans des plaies de ce genre, on s'aperçoit qu'au point où s'est arrêtée la dessiccation de l'hypoderme, les cellules de cette couche présentent des signes de prolifération; c'est-à-dire qu'au contact de la partie mortifiée, les cellules de l'hypoderme se sont transformées en tissu phellogène. Celui-ci a fourni du tissu subéreux au milieu duquel se sont développées des cellules péridermiques, ainsi qu'on le voit sur la figure 6. Ce tissu subéreux se distingue de celui du parenchyme par des cellules de plus petites dimensions.

Quant aux cellules subéreuses, qui soulèvent comme un coin l'épiderme proprement dit, au voisinage de la plaie, elles proviennent de la rangée externe de l'hypoderme. On remarque, en effet, que la cuticule et les cellules épidermiques sont intactes et simplement écartées de l'hypoderme par une formation nouvelle dont le point de départ était évidemment au bord de la plaie. Ce tissu subéreux se comporte comme celui du parenchyme, si bien que l'extrémité de la bouture est bientôt logée dans une capsule dont le bord supérieur s'insinue entre l'épiderme et l'hypoderme. Cette capsule subéreuse fait l'office d'un corps isolant, et il suffit du plus petit effort pour débarrasser la bouture des parties mortifiées. Ainsi le moignon s'enveloppe définitivement d'une couche celluleuse qui se confond avec l'épiderme des parties voisines et protége à jamais les organes sous-jacents contre l'action de l'air et des autres agents extérieurs.

Telles sont les modifications qui se passent au sein de l'épiderme. Elles sont intéressantes parce qu'elles montrent : 1° que

l'épiderme peut former du tissu subéreux *dans son épaisseur et dans le sens de la longueur*, et non pas seulement à sa surface et suivant le diamètre transversal, comme on le voit normalement dans la tige ; 2° que des cellules à parois aussi épaisses que les cellules hypodermiques, malgré la masse de substance secondaire qu'elles ont déposée sur la face externe, peuvent proliférer et donner naissance par division à des cellules nouvelles qui se transforment ensuite en suber.

Ce dernier fait ne doit pas nous surprendre, puisqu'il s'agit encore de cellules, c'est-à-dire d'éléments anatomiques qui n'ont pas encore atteint la dernière transformation dont ils sont susceptibles. D'ailleurs il a son analogue chez les animaux : les cellules du tissu cartilagineux hyalin qui ont formé la substance fondamentale qui les sépare, voire même les cellules du tissu osseux englobées dans une trame gélatino-calcaire qu'elles ont sécrétée, reviennent à l'état embryonnaire, prolifèrent et se transforment dans certaines conditions. Il est curieux de retrouver des analogies aussi frappantes entre les deux règnes.

3° *Modifications des faisceaux fibro-vasculaires.* — Pendant le ressuyage, ces faisceaux se comportent différemment au premier abord, selon la forme du rameau ou de la tige qui a fourni la bouture.

S'il s'agit d'une bouture de plante à rameaux cylindriques ou anguleux, le cercle des faisceaux fibro-vasculaires se rétractera peu ; aussi le parenchyme voisin subissant une forte déperdition de liquide, ces faisceaux formeront une saillie circulaire considérable, étroitement enclavée dans la cicatrice.

S'il s'agit d'une bouture de plante à rameaux fasciés, les faisceaux formeront une série de pointes disséminées à la surface de la plaie, parallèlement aux faces de la bouture, et séparées par du tissu cicatriciel.

S'il s'agit enfin d'une bouture de plante à tige globuleuse, la plaie se creusera en capsule, et les faisceaux fibro-vasculaires, beaucoup moins consistants que dans les plantes précédentes, suivront le tissu parenchymateux dans sa rétraction. Par conséquent, ces faisceaux ne feront aucune saillie sur la

surface générale, et parfois même ils se déprimeront plus que le parenchyme.

Ces modifications grossières se saisissent immédiatement lorsqu'on jette les yeux sur la plaie d'une bouture, mais elles sont de peu d'importance ; il est beaucoup plus intéressant de poursuivre les modifications de ces faisceaux dans la profondeur des tissus vivants et de voir ce qu'ils deviennent à la suite d'un ressuyage prolongé.

Quelle que soit la Cactée que l'on envisage, l'altération des faisceaux accidentellement découverts ne s'arrête pas à la surface de la cicatrice du tissu parenchymateux. En faisant une coupe parallèle à l'axe de la bouture, on constate aisément que la couleur des faisceaux fibro-vasculaires est modifiée au-dessus de la cicatrice, au milieu même du parenchyme vivant. Sur une pièce macérée, on remarque que la limite de l'altération des faisceaux forme une ligne sinueuse au-dessus de la cicatrice ; d'où l'on peut conclure que l'altération s'étend plus ou moins profondément, selon que les faisceaux sont probablement plus ou moins riches en tissu cellulaire.

Tout d'abord l'altération consiste en une simple dessiccation qui procède de bas en haut. Les cellules fibreuses du prosenchyme se remplissent d'air ; les vaisseaux spiralés et réticulés en font autant. Un peu plus tard, quand on place les faisceaux sous le microscope, on s'aperçoit que les parois de leurs cellules fibreuses ou de leurs vaisseaux ont pris une couleur jaunâtre, et que le contenu des premières renferme parfois des granulations irrégulières de teinte brune.

En un mot, l'extrémité des faisceaux fibro-vasculaires se mortifie comme la portion d'un os qui ferait saillie hors du moignon à la suite d'une amputation. Mais à côté des phénomènes de mortification que présente le corps ligneux au voisinage de la plaie, on observe des formations nouvelles. Des cellules nucléées passant aux cellules subéreuses se développent autour des faisceaux altérés, tendent à les pénétrer de manière à isoler les parties mortes des parties vivantes. Ce travail d'élimination s'achève surtout dans le sol, lorsque la bou-

ture a été plantée, aussi l'étudierons-nous dans le paragraphe suivant.

B. — Cicatrisation définitive de la bouture.

Nous sommes fixé sur l'aspect de la plaie après un ressuyage plus ou moins prolongé ; voyons ce que deviendra cette plaie après trois semaines ou un mois de végétation dans le sol.

Sa surface deviendra brunâtre par l'association de particules terreuses aux lamelles superficielles de la cicatrice provisoire. Si la saison a été favorable, elle laissera sortir des racines adventives déjà passablement ramifiées. Jusque-là rien d'étonnant ; mais, après un lavage soigné de la bouture, on sera tout surpris de remarquer : 1° la disparition de la bordure épidermique, qui est remplacée par une surface arrondie ; 2° la destruction totale ou partielle de tous les faisceaux fibro-vasculaires desséchés, en saillie sur la plaie, après le ressuyage. La saillie de ces faisceaux est alors remplacée par une légère dépression.

Tels sont les changements extérieurs subis par la plaie ; poursuivons-les plus profondément, en étudiant avec les instruments grossissants des coupes faites dans les différents points de cette cicatrice définitive.

1° *Modifications du tissu parenchymateux.* — La cicatrice définitive du tissu parenchymateux ne diffère pas de la cicatrice provisoire, surtout après un ressuyage prolongé. Elle comprend toujours : une couche de cellules phellogènes ; une couche, au moins, de cellules subéreuses ; et une assise au moins de cellules péridermiques. Si la bouture est plantée depuis longtemps, le nombre et l'épaisseur des couches péridermiques peuvent augmenter, ainsi que le nombre des couches de suber.

2° *Modifications du tégument.* — La chute de la partie desséchée du tégument est un effet du ramollissement opéré par le contact de la terre humide avec des éléments végétaux mortifiés. Au-dessous, la cicatrisation est complète et telle que nous l'avons déjà décrite. Cette cicatrisation définitive peut

s'opérer à l'air, mais habituellement elle s'accomplit dans le sol.

3° *Modifications des faisceaux fibro-vasculaires.* — Sur des coupes de la cicatrice passant à travers les faisceaux fibro-vasculaires, on constate que ces faisceaux se perdent dans le tissu de la cicatrice, et qu'au-dessous de celle-ci existent des débris de vaisseaux et de fibres prosenchymateuses associés à des pellicules péridermiques et subéreuses.

Ce premier examen démontre que, pendant la cicatrisation définitive de la bouture, le tissu ligneux des Cactées se recouvre d'une cicatrice analogue à celle du parenchyme. En s'établissant, cette cicatrice détermine l'élimination de la partie des faisceaux détruite par la dessiccation.

Semblable aux tissus animaux, le parenchyme des Cactées se débarrasse des parties mortifiées par un processus que nous allons décrire. On saisira ce processus sur des coupes horizontales pratiquées à des hauteurs différentes à partir de la surface libre de la cicatrice, chez des boutures dont le ressuyage a été long.

Pendant ce ressuyage, la mortification a gagné des parties assez profondément engagées dans le parenchyme (à 2, 3 ou 4 millimètres). Les faisceaux mortifiés agissent alors comme des corps étrangers, irritent le tissu parenchymateux périphérique qui prolifère et forme plusieurs couches de cellules phellogènes. Ces cellules fournissent du suber et même des cellules péridermiques au contact des faisceaux fibro-vasculaires en voie de destruction.

Ce travail commence dans les rayons médullaires; il gagne ensuite la profondeur des faisceaux sur la limite de la partie desséchée. On sait en effet que du tissu cellulaire s'insinue entre les vaisseaux et les fibres des faisceaux ligneux dans les Cactées. Déjà en 1843 Miquel faisait observer que « lorsqu'on dessèche une mince coupe transversale (du cercle ligneux d'un *Melocactus*), on remarque, de distance en distance, des zones concentriques plus pâles, très-tendres, mais interrompues ». Ces zones pâles, ajoute Miquel, sont composées de tissu cellu-

laire, et offrent sans doute de l'analogie avec les cercles celluleux concentriques qui séparent les couches de bois de certaines Dicotylédonées. Depuis cette époque, M. Regnault a montré (1) que dans le groupe des Cyclospermées, auquel appartiennent aujourd'hui les Cactées, la tige présente un mélange de bois et de tissu générateur.

Puisque les faisceaux ligneux sont comme infiltrés de tissu cellulaire, on conçoit aisément que le processus dont nous avons parlé les atteigne jusqu'à leur centre. La formation d'un tissu nouveau vers le point de contact de la partie vivante des faisceaux avec la partie morte aura pour résultat de les comprimer, de les séparer les uns des autres, et, plus tard, de les distendre et de les rompre dans la partie la plus fragile, c'est-à-dire sur la limite de la dessiccation.

En résumé, on voit que la partie mortifiée des faisceaux agit sur le parenchyme végétal comme une épine sur les tissus animaux dans lesquels elle serait plongée. Dans les deux règnes, un travail éliminateur s'établit autour de la partie étrangère. Dans les deux règnes encore, si ce travail n'aboutit pas, il réussit au moins à enkyster le corps étranger et à l'isoler complétement des tissus vivants. Ainsi, il ne faudrait pas croire que ce tissu protecteur et éliminateur ne se développât qu'autour des organes mis en contact manifeste avec l'extérieur. Plusieurs fois il nous est arrivé de rencontrer, principalement dans des tiges d'*Echinopsis*, des faisceaux ligneux noirâtres, durs sur une partie de leur longueur. En étudiant ces faisceaux altérés, nous avons observé qu'ils étaient enveloppés d'une couche de tissu subéreux avec une rangée de cellules péridermiques située immédiatement à leur contact.

Les faits que nous venons de signaler et d'interpréter ne sont pas sans précédent. Ainsi, dans le travail de Miquel (*Structure des Melocactus*), nous lisons le passage suivant : « Je dois encore mentionner ici un phénomène morbide particulier. En coupant la partie inférieure du tronc, je trouvai, au milieu de

(1) *Annales des sciences naturelles*, 4e série, t. XIV, p. 73.

la portion charnue des côtes, des taches d'un brun noir, irrégulières, qui, vues de plus près, offraient des membranes coriaces, tenaces, doublement plissées, et en quelque sorte enfoncées dans le *Cactus;* on aurait pu les considérer comme des fragments d'épiderme sec qui se seraient introduits dans le Cactus vivant après s'être détachés des individus voisins morts, comme on l'a remarqué à l'égard d'autres plantes dicotylédones. Un examen plus attentif m'a fait reconnaître que ces membranes brunes commençaient toujours à se former auprès d'un point arrondi et mort appartenant à la surface verte de la côte (où il n'est pas rare de voir un petit trou), et que de là elles s'étendaient en s'accroissant vers l'intérieur du tronc. J'y vis des fils semblables à des Champignons, et entre les deux lames de ces membranes se trouvait un mycélium noir. Je n'ai pas réussi à découvrir la cause déterminante de ce phénomène, mais je suis convaincu que ces membranes durcies sont le tissu cellulaire desséché et mort du Cactus lui-même. La santé des plantes ne paraît pas en être affectée. » Malgré l'absence de données microscopiques, nous n'hésitons pas à voir dans cette description le résultat de l'isolement d'une partie mortifiée des tissus végétaux, autrement dit un fait analogue à celui que nous avons observé.

De plus, dans la séance du 23 avril 1858, M. Decaisne présentait à la Société botanique de France des corps durs qui s'étaient développés dans une vieille tige de *Cactus pycnoxiphus* ou *Echinocactus pycnoxiphus* Lem. Ces corps coralliformes, semblables à certaines stalactites, marchaient de l'écorce vers le parenchyme cortical, et, franchissant le cercle fibro-vasculaire au niveau d'un rayon médullaire, pénétraient au sein de la moelle. Ils atteignaient parfois la grosseur du petit doigt. Composés au centre par du tissu cellulaire analogue au tissu de la moelle, ils étaient enveloppés d'un épiderme épais et coriace formé de plusieurs couches de cellules tabulaires et d'une ou deux rangées de longues cellules cylindriques, à parois épaisses, plus ou moins privées de pores, perpendiculaires à l'axe de la concrétion. M. le professeur J. E. Planchon a bien

voulu mettre à notre disposition un fragment de ces productions qu'il tenait de M. Decaisne. Nous l'avons étudié, et nous sommes arrivé aux mêmes conclusions que le professeur du Muséum, à savoir : que nous regardons ces excroissances comme anormales et morbides.

Nous ajouterons que M. J. E. Planchon nous a fait aussi parvenir un fragment de la tige d'un *Erodium petræum*, dans laquelle il avait observé des parties tellement dures, qu'il les désignait sous le nom de concrétions. L'observation de M. Planchon est inédite, mais nous dirons que les examens microscopiques nous ont démontré que ces parties dures étaient formées par des faisceaux fibro-vasculaires mortifiés, colorés en rouge brun, entourés d'une couche épaisse de petites cellules tabulaires vides, comme celles du suber. Sur la limite des faisceaux fibro-vasculaires et du suber, les éléments anatomiques étaient imprégnés d'une matière colorante soluble dans l'eau, analogue à l'orseille (1).

Enfin, nous savons que M. Prillieux a décrit, autour des lacunes remplies de gomme, chez les arbres fruitiers, des cellules allongées et aplaties qui paraissent avoir pour but de circonscrire le mal.

Nous ne chercherons pas davantage dans les recueils scientifiques, car il est évident que ces faits, réunis à ceux qui nous appartiennent, prouvent que, dans les végétaux, toute partie mortifiée est isolée des parties vivantes par un tissu subéreux. Si la partie mortifiée arrive jusque sur une surface naturelle ou accidentelle, elle est pour ainsi dire éliminée ; si elle est plongée au sein des organes, elle est englobée par le tissu subéreux, comme un *séquestre* ou un corps enkysté chez les animaux. Formation de tissu subéreux, tel est donc le moyen employé par le végétal pour fermer ses plaies et pour chasser les corps étrangers qui le pénètrent. Seulement, dans notre esprit, tous les tissus végétaux ne sont pas aptes à produire le suber ; quand

(1) Nous sommes heureux de témoigner ici notre reconnaissance à M. le professeur Planchon pour l'obligeance avec laquelle il a mis ces échantillons à notre disposition.

leurs éléments anatomiques sont autres que des cellules pourvues de protoplasma, nous les croyons incapables de revenir à l'état cellulaire et de se transformer.

S'il fallait en croire M. Lestiboudois, « la formation du liége ne s'arrête pas à la région des zones du parenchyme. Le liége est formé *aux dépens de tous les tissus*, même *des couches fibreuses*; il n'est pas un organe ajouté aux autres, mais il les remplace; il n'est pas un de leurs produits, il est les tissus mêmes transformés. » Il ne nous paraît pas possible d'accepter que le suber puisse résulter de la transformation des couches fibreuses de l'écorce. Les fibres, en effet, procèdent déjà de la transformation de cellules; elles représentent la dernière étape de leur vie, et, quand les cellules y sont parvenues, elles n'ont plus qu'à subir quelques modifications dans leur composition en tant que fibres, et à mourir.

Nous n'avons jamais vu, sur nos coupes, des fibres ou des vaisseaux passant à l'état de cellules tabulaires. Les transformations s'établissaient toujours autour des faisceaux ligneux, et si, dans les Cactées, elles atteignent le centre des faisceaux, c'est grâce au tissu cellulaire qui pénètre entre les vaisseaux et les fibres. Voit-on jamais la coupe des boutures ligneuses des Dicotylédonées ordinaires se couvrir de suber au niveau du bois? Si le bois en est quelquefois protégé, c'est par un bourrelet qui dérive du parenchyme cortical. D'un autre côté, M. Trécul a démontré que lorsque l'aubier et la face interne du liber ont été mis à nu, les formations cellulaires nouvelles n'apparaissent qu'au niveau des points pourvus de cellules (rayons médullaires, bords de la plaie, points munis de vestiges de la couche génératrice) et non sur un point quelconque des surfaces accidentelles.

A l'appui de notre opinion, nous citerons celle de M. Casimir de Candolle, qui a vu, comme M. Lestiboudois, le liége prendre naissance tantôt dans la couche cellulaire, tantôt dans la couche libérienne du *Quercus*, mais qui a constaté aussi que, dans cette plante, les fibres libériennes sont entremêlées de parenchyme. Cette particularité de l'organisation autorise légitime-

ment à croire que le suber prend naissance aux dépens du parenchyme libérien et écarte purement et simplement les fibres libériennes. Nous avons observé nous-même la reproduction de l'écorce sur la tige d'un jeune Saule qui avait été blessé jusqu'au liber. L'écorce nouvelle avait repoussé au dehors ou englobé les fibres libériennes ; mais il était évident que ces fibres ne s'étaient pas transformées.

Toutefois nous devons ajouter que M. Trécul a déclaré que, dans quelques cas, de jeunes vaisseaux peuvent se métamorphoser et donner naissance à de nouveaux éléments. Mais nous nous demandons si les vaisseaux observés par M. Trécul avaient quitté l'état cellulaire, ou bien si ce botaniste, malgré son talent comme micrographe, n'aurait pas pris des vaisseaux en voie de formation pour des vaisseaux en voie de transformation. Au surplus, c'est dans la couche de bois la plus jeune que ces transformations avaient été observées. Or, c'est précisément dans cette couche que des cellules (fibreuses si l'on veut) sont encore mélangées aux véritables éléments fibreux et vasculaires. Aussi craignons-nous que M. Prillieux ne se soit abusé lorsqu'il a admis que les éléments fibreux de l'anneau ligneux le plus jeune de la tige d'un *Wigandia* de deux ans avaient formé un bourrelet sur la coupe de cette plante. Rien ne prouve irréfutablement que le bourrelet dont a parlé M. Prillieux ne dérive pas de la couche la plus interne de la zone génératrice pour déborder ensuite sur l'anneau ligneux.

Nous nous résumerons en disant que, pas plus chez les végétaux que chez les animaux, les formations nouvelles ne peuvent dériver d'éléments parvenus à l'état de fibres. Nous nous trouvons d'accord, sur ce point, avec M. Hétet (1), qui termine un mémoire sur des recherches d'organogénie entreprises en vue d'une étude de l'accroissement de l'axe des végétaux, par la phrase suivante : « Il se forme des faisceaux fibreux et des vaisseaux partout où il existe, dans le végétal, des cellules assez jeunes et douées d'assez de vitalité pour se reproduire ou pour

(1) Hétet, *Recherches expérimentales sur la formation des couches ligneuses* (*Ann. des sc. nat.*, 4e série, t. XVI, p. 218).

former de nouveaux organes, mais il ne s'en forme que là où se trouvent ces cellules animées. »

En un mot, tant qu'une cellule renfermera du protoplasma, quelles que soient sa forme et l'épaisseur de ses parois, elle pourra se transformer ou proliférer ; toute modification cessera dès que le contenu protoplasmique aura disparu. Les observations que nous avons faites en étudiant la cicatrisation de nos boutures confirment ces principes généraux.

CHAPITRE II.

APPARITION DES RACINES ADVENTIVES SUR LES BOUTURES.

§ 1.

Des phénomènes qui précèdent l'enracinement des boutures.

On ne voit pas, à l'extrémité inférieure de la bouture des Cactées, le bourrelet qu'on observe habituellement sur les autres plantes. Nous devons dire, pour être exact, que si les boutures de Cactées n'offrent pas de ces gibbosités ou de ces gonflements irréguliers et cellulaires, on trouve peut-être, sur des boutures abandonnées longtemps en ressuyage, une trace de ces productions. En effet, la cicatrice du parenchyme médullaire ou du parenchyme cortical, d'abord affaissée au-dessous de la coupe des faisceaux fibro-vasculaires et de l'épiderme, prend quelquefois çà et là une surface bombée. Des racines adventives apparaîtront plus tard au niveau de ces points saillants.

Il y a donc, dans certaines boutures de Cactées, sinon un bourrelet véritable, du moins un travail qui tend au développement d'un bourrelet. Dans tous les cas, ce bourrelet qui, aux yeux des horticulteurs et des arboriculteurs, jouerait un si grand rôle dans l'enracinement de la bouture, serait fort peu important chez les Cactées.

§ 2.

Influence du parenchyme et des milieux sur l'apparition des racines.

Quoi qu'il en soit du développement du bourrelet, les racines adventives n'en apparaissent pas moins avec une grande rapidité sur les boutures de nos Cactées.

Nous confirmerons ici la remarque faite depuis longtemps que les plantes les plus riches en tissu parenchymateux poussent le plus facilement des racines adventives. Ainsi, les *Cereus*, les *Echinocactus*, les *Melocactus*, les *Echinopsis*, même les *Opuntia* à rameaux épais, développent des racines adventives plus rapidement que les *Phyllocactus* et les *Epiphyllum*, et surtout plus rapidement que les *Rhipsalis* et les *Peireskia*.

Assez indifférentes pour le milieu, les boutures de Cactées forment des racines dans l'air, dans l'eau et dans la terre.

Nous ne saurions dire si elles se forment plus vite dans la terre que dans l'eau, tellement ce travail est rapide dans l'un et l'autre milieu, quand les conditions de température sont favorables. Pourtant nous inclinons à croire que les racines se forment plus promptement lorsque la bouture baigne dans l'eau par son extrémité. C'est assurément dans l'air sec que ce travail est le plus lent; il commence pourtant dès que la bouture est coupée.

§ 3.

Causes de l'enracinement des boutures.

Tout organe séparé de la plante mère tend, plus ou moins heureusement, à *s'individualiser*. Cette tendance, très-prononcée déjà chez les animaux inférieurs, est encore plus accentuée parmi les végétaux. Chez eux, en effet, il n'y a pas un centre unique tenant sous sa dépendance les fonctions nutritives; il n'y a, en quelque sorte, que des éléments anatomiques vivant chacun pour leur propre compte et au profit de l'agrégation dont ils font partie. En conséquence, une feuille, un rameau

isolés du pied mère cicatriseront d'abord la plaie qui résulte de leur séparation, puis formeront les organes qui leur manquent pour vivre d'une vie indépendante. Si le membre détaché renferme des éléments anatomiques non encore spécialisés, c'est-à-dire des cellules pourvues de toutes leurs parties constituantes essentielles, il parviendra à se pourvoir d'organes nouveaux. Dans les cas pris comme exemples, ces derniers seront des racines adventives. Quelles sont les causes qui éveillent leur développement?

Elles paraissent simples quand on envisage la bouture.

La surexcitation des éléments de la couche génératrice par la séparation de la bouture; la stagnation, au niveau de la plaie, des sucs nutritifs élaborés dans la partie supérieure du rameau, telles sont les causes qui ont paru évidentes aux horticulteurs. Les hommes pratiques sont tellement convaincus de l'importance de ces causes, qu'ils s'attachent à produire le plus longtemps possible la surexcitation des éléments anatomiques et la stagnation des sucs pour favoriser la reprise des boutures.

Il est vrai que, règle générale, les racines adventives partent d'un point voisin de la surface accidentelle, d'un point qui offre habituellement tous les signes d'une accumulation de matériaux nutritifs. Il est vrai encore que l'on voit souvent des racines adventives sortir d'un point de la tige qui a été le siége d'une contusion, d'une violence quelconque capable de surexciter la couche génératrice. Ainsi, nous avons observé des racines adventives sur la tige d'un *Cereus monstruosus* végétant en pleine terre, à 0^{m},70 au-dessus du sol, dans des points qui avaient été préalablement contusionnés par des grêlons. Mais ces causes sont loin d'être toujours aussi évidentes. Par exemple, on rencontre des racines adventives sur des *Cereus* qui végètent dans une serre, à l'abri des chocs et des accidents de toutes sortes. M. D. Clos a fait connaître, l'année dernière, un cas de développement extraordinaire de racines aériennes sur un *Cereus rostratus*.

Ces racines se faisaient en outre remarquer par leur indifférence à prendre telle ou telle direction. Récemment nous avons

observé nous-même deux faits semblables sur un *Rhipsalis crispata* et sur un *Epiphyllum truncatum*.

Nous avons dit aussi précédemment que les pousses latérales des *Echinopsis* développent des racines à leur base pendant qu'elles tiennent encore au pied mère. Enfin, on sait qu'il suffit qu'un article d'*Opuntia* soit couché sur un rayon de serre pour que sa face inférieure se garnisse de jeunes racines. Dans ces conditions, il faut en convenir, la surexcitation de la zone génératrice nous échappe.

Nous devons donc conclure : que la surexcitation de la zone génératrice n'est pas toujours une cause évidente de la formation des racines adventives; et qu'alors il paraît rationnel d'admettre chez les Cactées, à l'exemple de M. Trécul pour certaines autres plantes, l'existence de points plus ou moins rapprochés où des racines à l'état latent se développeront sous l'influence de plusieurs conditions dont quelques-unes nous échappent, mais parmi lesquelles nous placerons la chaleur et l'humidité.

§ 4.

Des points de la bouture où se montrent les racines adventives.

Dans ce paragraphe, nous nous proposons d'étudier l'origine apparente des racines adventives.

D'après le lieu où elles se montrent, nous divisons les racines adventives en *ordinaires* et *hétérotopiques*.

A. Les racines *ordinaires* apparaissent dans les points où l'on rencontre habituellement les racines adventives des boutures.

Ces points varient avec la forme des tiges ou des rameaux des Cactées. Sous ce rapport, il est possible de ranger les plantes de cette famille autour de cinq types principaux :

1er *type*. — Tige allongée, plus ou moins profondément cannelée (*Cereus*).

2e *type*. — Tige déprimée, cannelée ou mamelonnée (*Echinocactus*, *Echinopsis*, *Melocactus*, *Mamillaria*)

3e *type*. — Tige fasciée et épineuse sur les bords (*Phyllocactus*, *Epiphyllum*).

4e *type*. — Tige fasciée et épineuse sur les faces (*Opuntia*).

5e *type*. — Tige plus ou moins articulée, irrégulièrement cylindrique, épineuse ou non épineuse (*Rhipsalis*, *Peireskia*) (1).

1° et 2° Dans les plantes des premier et deuxième types, les racines adventives se développent ordinairement au voisinage de la cicatrice des boutures. Si ces dernières sont plantées après un court ressuyage, les nouvelles racines se forment toutes à une très-petite distance de la cicatrice; mais si le ressuyage se prolonge beaucoup, les racines peuvent se développer à des distances parfois assez considérables de la cicatrice. Une bouture de *Cereus peruvianus* était abandonnée sur une étagère de notre laboratoire depuis l'automne de 1873. Au mois de juillet 1874 on la divise en deux fragments. Le fragment inférieur est soumis à la cuisson, puis à la macération. Lorsque le tissu parenchymateux est détruit, on voit des racines adventives à $0^m,003$, $0^m,005$, $0^m,010$, $0^m,020$ au-dessus de la cicatrice, et d'autres fixées sur la face externe des faisceaux

(1) En rangeant ces deux genres dans un groupe particulier, nous n'obéissons pas seulement à des considérations tirées des caractères extérieurs. En effet, la structure de la tige de ces plantes s'éloigne de celle des autres Cactées. Sur la coupe transversale d'une longue pousse de *Rhipsalis crispata*, on observe que la couche génératrice est comprise entre un faisceau fibro-vasculaire et un faisceau libérien (voy. fig. 9), comme dans la plupart des Dicotylédones; de plus, dans l'épaisseur du parenchyme cortical, à peu près sur les limites d'une couche pourvue de chlorophylle et d'une autre couche qui en est presque dépourvue, on aperçoit de petits faisceaux libériens (probablement) alternes avec les faisceaux de l'étui médullaire. Une coupe de *Peireskia* présente aussi des faisceaux libériens en dehors de la couche génératrice, mais ils sont moins uniformes et moins volumineux que dans le *Rhipsalis;* il faut dire aussi que les faisceaux fibro-vasculaires s'y touchent presque tous, et que les rayons médullaires sont insignifiants. Or, on ne trouve pas de liber dans les autres Cactées. Sa présence dans les *Rhipsalis* et les *Peireskia* constitue donc une différence importante. Ajoutons que les fibres ligneuses prédominent dans ces plantes parmi les vaisseaux spiralés. En résumé, les *Rhipsalis* et les *Peireskia* auraient peut-être, par la structure de la tige, de plus grandes analogies avec les Tétragoniées et les Paronychiées qu'avec les genres *Cereus*, *Opuntia*, etc.

fibro-vasculaires à $0^m,07$, $0^m,08$, $0^m,10$, et même $0^m,12$ des premiers.

Ces faits paraissent favorables à l'opinion de M. Trécul sur les racines latentes. On sait que ce botaniste accepte l'existence, dans certaines plantes, à des places déterminées, de *bourgeons* de racines, ou mieux de racines adventives *latentes*. Dans nos boutures, l'excitation qui procède de bas en haut, à partir de la plaie, semble éveiller ces bourgeons latents et hâter leur développement en racines.

3° Sur les articles intacts des Cactées à tige fasciée, épineuse ou à peine épineuse sur les bords, les racines adventives se développent habituellement au voisinage des articulations. Dans l'*Epiphyllum*, les racines ne se forment pas en dehors des points que nous venons de signaler, à moins qu'on n'ait entamé l'épiderme et le parenchyme cortical. Sur des articles isolés de *Phyllocactus*, nous avons vu des racines prendre naissance aux deux extrémités. A l'extrémité inférieure, atténuée comme une sorte de pétiole, ces nouveaux organes apparaissaient sur toute la circonférence de l'article, tandis qu'à l'extrémité supérieure où les faisceaux fibro-vasculaires sont à peu près tous rassemblés sous forme de côte médiane, les racines ne se montraient qu'à droite et à gauche du sommet.

Quand on plante, après ressuyage, des articles mutilés d'*Epiphyllum*, les racines apparaissent sur la plaie autour des faisceaux fibro-vasculaires rassemblés au milieu de l'article. Dans les mêmes conditions, la partie rétrécie des articles de *Phyllocactus* émet des racines qui sortent à travers la cicatrice de la médulle externe. Jamais les racines ne se forment en face des faisceaux d'épines disséminés à la surface de ces plantes. Sous ce rapport, les Cactées à rameaux fasciés et épineux sur les bords se rattachent plutôt aux *Cereus*, *Echinopsis*, *Mamillaria* qu'aux *Opuntia*. Aussi plusieurs botanistes, parmi lesquels se trouve A. P. de Candolle, plaçaient-ils les Epiphylles et les Phyllocactes dans le genre Cierge. Au surplus, les Epiphylles ont la corolle en tube allongé, comme les Cierges, les *Mamillaria* et les *Echinopsis*.

4° Les Cactées à rameaux fasciés plus ou moins épineux sur leurs deux faces présentent quelquefois des articles rétrécis à leur base.

Quelle que soit la forme des articles, s'ils sont intacts, les racines adventives ne se développeront jamais au voisinage de leurs extrémités. Elles apparaîtront toujours sur les faces, à la base des faisceaux d'épines. Si les articles ont été divisés dans leur continuité et plantés après ressuyage, les racines se montreront encore habituellement sur les faces, à une distance variable de la cicatrice.

5° Dans les plantes du cinquième type, les racines adventives ordinaires se montrent à l'extrémité inférieure des boutures ou sur des points variables de leur continuité, comme chez les Cactées à tige allongée et cannelée.

Tels sont les points où apparaissent habituellement les racines adventives sur les boutures de Cactées en ressuyage ou plantées.

B. Parlons maintenant, avec plus de détails, des *racines hétérotopiques*.

Les botanistes savent que toutes les parties d'un végétal : racine, tige, feuilles, fleurs, fruits, sont aptes à produire des racines adventives. Mais, sur la tige en particulier, ces racines n'ont été réellement constatées qu'au-dessous du parenchyme cortical, à la surface externe de l'étui médullaire (1). Toutefois, en février 1869, M. Duchartre saisit la Société botanique de France d'un cas de développement de *racines adventives médullaires*, observé par M. Le Jolis (de Cherbourg) sur la tige de l'*Œnanthe crocata*.

Les racines médullaires observées par M. Le Jolis partaient des deux faces de la cloison qui sépare les entre-nœuds de l'*Œnanthe crocata* et s'étendaient verticalement jusqu'à l'articulation la plus voisine. Quelques mois après, M. Duchartre, ayant pu étudier une tige intacte de cette plante, s'aperçut que

(1) Nous ne parlons pas des racines développées dans des troncs d'arbres creusés par le temps, car les conditions dans lesquelles ces racines s'étaient formées n'ont pas été nettement déterminées.

les filets blanchâtres, arrondis, qui avaient été pris pour des racines, n'étaient que des faisceaux fibro-vasculaires devenus libres après la rétraction de la moelle.

Nous croyons donc signaler un fait nouveau en annonçant que plusieurs Cactées nous ont offert des racines adventives que nous appellerons *médullaires*, non pas qu'elles se fussent développées à l'intérieur du canal de ce nom, comme les prétendues racines de l'*Œnanthe crocata*, mais à la surface de la moelle, sur l'extrémité inférieure de quelques boutures.

1° Voici notre première observation :

Observation I. — Au mois de septembre 1873, on retranche un rameau d'un gros et vieux pied de *Cereus monstruosus*, et on le dépose sur un rayon, dans une serre, où il passe l'automne et l'hiver. Au mois de mars 1874, la surface de section se présente sous l'état que nous avons décrit plus haut : saillie du cercle fibro-vasculaire ; dépression du parenchyme médullaire et cortical ; aspect grisâtre, écailleux. En outre, elle présente des racines adventives ordinaires, disposées en trois groupes, en dehors du cercle fibro-vasculaire. Ces racines sortent de la profondeur du parenchyme cortical ; elles sont longues de 8 à 10 ou 12 millimètres, grosses de 3 à 4, légèrement fusiformes, d'un gris verdâtre et écailleuses à la surface. Quelques-unes possèdent, à leur sommet, une très-petite pousse d'un tissu délicat. Ce n'est pas tout. Elle montre encore deux racines adventives sur la partie de la coupe qui répond à la moelle. De mars à fin avril on en voit apparaître jusqu'à huit. Ces racines ont la même forme et le même aspect que celles qui ont pris naissance au dehors du bois. Éprouvant une certaine résistance à soulever la couche extérieure de la cicatrice, elles se sont étendues horizontalement au-dessous de cette dernière, au lieu de la traverser en conservant leur rectitude.

Depuis la constatation de ce premier fait, nouveau et inattendu, nous nous sommes attaché à le reproduire. Dans ce but nous avons suivi de nombreuses boutures de *Cereus* pendant leur ressuyage ; deux d'entre elles seulement nous ont fourni des racines adventives médullaires.

Observation II. — Un long rameau de *Cereus peruvianus* est coupé en automne 1873. Au mois de mai 1874, la surface de section est parfaitement cicatrisée; elle ne montre pas encore de racines adventives.

On plante cette bouture dans un vase et on l'arrose selon les besoins.

Le 10 juillet, on arrache la plante pour examiner son extrémité. On trouve celle-ci garnie de racines longues et ramifiées. Parmi les racines primaires, une fort belle se détache du milieu de la moelle.

Observation III. — Un grand rameau de *Cereus monstruosus* ($0^m,70$ de longueur) est coupé à la même époque que le précédent. Le 8 mai 1874, on examine la plaie; elle est parfaitement cicatrisée et n'offre pas de racines adventives. Le 15 juillet, on aperçoit plusieurs faisceaux de racines au pourtour du cercle fibro-vasculaire. Rien sur la moelle. Le 10 novembre, le nombre des racines adventives a augmenté; toujours rien sur la moelle. Une année s'écoule sans modifications importantes. Au mois de juillet 1875, on s'aperçoit que la cicatrice de la moelle devient convexe; elle finit par se déchirer au centre et à laisser sortir une jeune racine adventive. Au bout de quelques jours, plusieurs saillies annoncent l'apparition de nouvelles racines médullaires.

Vers la fin de juillet, notre bouture tombe du haut d'une étagère sur son extrémité inférieure. La couche superficielle de la cicatrice est écrasée, en partie soulevée, les jeunes racines médullaires fortement contusionnées; une partie du parenchyme cortical est enlevée, sur une largeur de 3 centimètres et une hauteur de 5 centimètres. Il s'est donc produit deux plaies, l'une médullaire, l'autre corticale.

Au fond de la plaie corticale : les faisceaux fibro-vasculaires sont complétement dénudés ou recouverts d'une légère couche de tissu cellulaire. Là ils se dessèchent, ici ils se cicatrisent à leur surface. La moelle se cicatrise également.

Trois mois plus tard, en octobre 1875, on constate qu'il s'est formé un nombre considérable de nouvelles racines adventives

médullaires. Bien plus, d'autres racines, dont le point de départ est entre les faisceaux, se détachent perpendiculairement de la surface dénudée du cercle fibro-vasculaire. On remarque encore trois racines implantées sur la face interne de l'étui médullaire. Tout cela indépendamment de nombreuses racines ordinaires et de quelques autres organes semblables qui sortent de la mince couche de parenchyme cortical étalé encore sur les faisceaux fibro-vasculaires, au fond de la plaie latérale.

La contusion de l'extrémité de cette bouture, que nous regrettions vivement d'abord, a provoqué ce développement extraordinaire de racines adventives. Aucune de nos pièces ne fut aussi intéressante et ne nous fournit un si grand nombre de matériaux.

En résumé, voilà trois boutures de Cactées à tige allongée et anguleuse, pourvue d'une moelle abondante, qui nous présentèrent des racines adventives médullaires. Une d'entre elles nous donna même des racines à la face interne de l'étui médullaire et entre ses faisceaux fibro-vasculaires. Eu égard au nombre des expériences que nous avons faites, on peut dire que l'apparition de racines médullaires n'est pas un accident bien rare. Peut-être l'aurions-nous vu plus souvent si nous eussions conservé plus longtemps nos sujets d'observation.

2° Nous avons recherché ensuite si des Cactées à moelle abondante, mais à tige déprimée, présenteraient des phénomènes semblables.

Tout d'abord nous nous sommes adressé à un représentant très-répandu et très-robuste de ce type, l'*Echinopsis multiplex*.

Observation IV. — Le 22 août 1874, on retranche le sommet d'un *Echinopsis multiplex* de 8 centimètres de diamètre. Lorsque la surface accidentelle est protégée par une couche résistante, on plante cette bouture.

A la fin du mois de septembre, on arrache la bouture : la cicatrisation marche bien ; on voit plusieurs racines adventives en dehors du bois, et une qui semble se détacher de la surface de la moelle. On replante aussitôt. Le 3 novembre, on procède à un nouvel examen : surface accidentelle fortement excavée

en godet, partout protégée par une couche blanche et résistante; l'extrémité des faisceaux fibro-vasculaires fait une saillie à peu près circulaire; quinze racines adventives se sont développées dans la région habituelle; deux autres sortent de la moelle.

Observation V. — Le 10 décembre 1874, on fait une bouture d'*Echinopsis*. Le ressuyage se prolonge jusqu'au 11 février 1875. A cette date, la bouture est un peu flétrie; toutefois la moelle est bombée et plus ferme que le parenchyme cortical. On la plante dans un vase et on l'arrose. Au bout de quelques jours la bouture redevient turgescente. Au mois de mai, elle grossit de jour en jour. On l'arrache pour en examiner l'extrémité inférieure : on y trouve plusieurs racines adventives ordinaires et une *racine médullaire* moins développée que les premières. (MM. les professeurs Clos et J. E. Planchon veulent bien constater ce fait.)

Observation VI. — Une autre bouture est placée dans les mêmes conditions que la précédente. Au mois de mai 1875, on la dégage du sol pour examiner la cicatrice : celle-ci est ferme, solide, traversée par plusieurs racines ordinaires et par une racine adventive médullaire.

Nous avons fait quelques boutures de *Mamillaria* et de *Melocactus*, mais elles ne nous ont pas donné de racines hétérotopiques. Néanmoins nous pensons que nous aurions fini par en obtenir si nous eussions pu multiplier nos expériences, car les plantes de ces deux genres se rapprochent tellement de l'*Echinopsis* par leur structure, que nous ne voyons pas de raison pour légitimer une différence si profonde. Quant à l'*Echinopsis multiplex*, c'est une plante qui donne des racines adventives médullaires en quelque sorte à volonté. Si la moelle de la bouture est volumineuse, il est rare qu'après un ressuyage convenable, et en attendant assez longtemps après la plantation, on n'observe pas une ou deux racines sur la cicatrice médullaire.

Les plantes à tige déprimée et cannelée nous ont encore offert des racines adventives sur l'extrémité des faisceaux fibro-vasculaires. Ces racines sortaient de la coupe du cercle fibro-vascu-

laire comme elles seraient sorties de la profondeur de la moelle. Ce fait mérite d'être signalé, attendu que M. Trécul n'a vu que les boutures d'une seule plante (*Maclura aurantiaca*) émettre ainsi des racines adventives sur leur tranche.

3° Les plantes à rameaux fasciés et épineux sur les faces nous ont aussi présenté, bien que plus rarement, des racines adventives hétérotopiques.

Observation VII. — Un entre-nœud d'*Opuntia inermis* est coupé transversalement dans son tiers inférieur, et planté le 11 juillet 1874 après quelques jours de ressuyage. Le 25 mars 1875, on retire la bouture du sol. Les radicelles sont nombreuses. Après un bon lavage, on constate qu'elles naissent : 1° de quatre troncs volumineux détachés de l'une des faces de la bouture, au niveau des faisceaux d'épines qui représentent les feuilles; 2° d'autres troncs situés au pourtour de la plaie, qui est, du reste, parfaitement cicatrisée; 3° enfin, d'une racine qui part de la coupe, en dedans de l'extrémité inférieure des faisceaux fibro-vasculaires normaux.

C'est le seul cas où nous ayons observé une racine adventive sur la partie de l'*Opuntia* qui représente la moelle des Cactées à tige cannelée. Nous avons fait plusieurs boutures avec des rameaux dont la partie inférieure était presque cylindrique, mais les racines adventives ne se sont pas moins présentées dans le lieu ordinaire.

4° Les Cactées à rameaux fasciés, non épineux ou à peine épineux sur leurs bords (*Epiphyllum*, *Phyllocactus*) ne nous ont jamais présenté de racines hétérotopiques.

5° Les plantes du 5° type (*Rhipsalis*, *Peireskia*) ne nous en ont pas présenté non plus. Peut-être que nos boutures de *Peireskia* étaient trop peu volumineuses. Les rameaux que nous eûmes à notre disposition ne présentaient effectivement qu'une fort petite moelle.

Somme toute, ce dernier paragraphe nous démontre que les *racines hétérotopiques* se développent surtout chez les Cactées à parenchyme abondant, et qu'elles apparaissent sur la moelle, la face interne et la face externe de l'étui médullaire.

CHAPITRE III.

FORMATION ET DÉVELOPPEMENT DES RACINES ADVENTIVES.

Quand on divise l'extrémité d'une bouture de Cactée riche en parenchyme cortical et pourvue de racines adventives, on s'aperçoit que l'on coupe des radicelles intra-parenchymateuses sous des angles divers. En déchirant la médulle externe dans une direction convenable, on s'assure bien vite que les racines adventives ont pris naissance dans la couche profonde de l'enveloppe corticale et qu'elles ont marché de là vers l'épiderme.

Si l'on détruit par la macération tout le parenchyme cortical, on obtient, sur certaines boutures, un résultat analogue à celui qui est représenté sur la figure 4. On voit, sur ce dessin, une partie de la face externe de l'étui médullaire (*M*), la face supérieure de la cicatrice du parenchyme cortical depuis le bois jusqu'à l'épiderme (*C*), enfin une racine (*R*) qui se répand en ramifications secondaires.

Parmi ces ramifications, les unes rampent sur la face supérieure de la cicatrice qu'elles n'ont pu traverser, les autres s'élèvent plus ou moins obliquement dans l'épaisseur de la médulle externe, où elles peuvent atteindre 5, 6, 8 centimètres de longueur.

Nous fûmes vivement frappé la première fois que nous vîmes les racines se ramifier dans le parenchyme cortical, comme elles le feraient dans le sol. Il nous a paru qu'en se ramifiant ainsi, ces racines allaient à la recherche d'une issue.

Des coupes minces, faites dans le parenchyme au niveau d'une de ces racines ou de leurs ramifications, montrent, à un grossissement de 30 diamètres, que racines et radicelles sont entourées d'une double gaîne de cellules subéreuses. La gaîne interne appartient à la racine; l'externe, adossée à la précédente, isole le parenchyme de la racine qui le traverse (voy. *s*, *s*, fig. 5). Ces gaînes subéreuses sont plus ou moins épaisses, selon l'âge de la racine. Elles finissent par former, dans leur épaisseur, une ou plusieurs rangées de cellules à parois sclérosées

(cellules péridermiques de H. Mohl). On constate alors que les cellules renfermées entre les rangées péridermiques, c'est-à-dire entre les deux gaînes, se flétrissent, meurent, et se remplissent de granulations brunâtres.

Peu à peu les racines croissent, arrivent sous l'épiderme ou sous la cicatrice, traversent ces membranes par un procédé que nous décrirons plus tard, et se montrent au dehors. Elles apparaissent d'abord sous la forme que présente le bourgeon à fruit. Courtes, conoïdes et renflées dans les grands *Cereus*, elles sont plus effilées dans les *Echinocactus*, les *Phyllocactus*, les *Opuntia*. Quelles que soient les conditions dans lesquelles elles se trouvent, elles s'allongent rarement sur les boutures en ressuyage des *Cereus*, des *Echinopsis* et des *Echinocactus*. C'est à peine si l'on voit partir de leur sommet une petite pousse blanchâtre qui ne tarde pas à se flétrir. Dans les *Opuntia*, au contraire, les racines s'allongent et deviennent grêles et pâles. Chez une bouture appartenant à ce genre, nous avons vu, sur la face par laquelle elle reposait sur une planche, se développer une racine qui prit ensuite 10 à 12 centimètres de longueur, et plusieurs ramifications secondaires. Nous avons redressé des boutures de *Cereus* afin de les mettre dans une position aussi favorable que celle de notre *Opuntia* ; mais leurs racines adventives ont simplement fléchi sous le poids qu'elles supportaient et ne se sont pas plus allongées que si des boutures étaient restées couchées horizontalement.

Tels sont, esquissés à grands traits, les phénomènes généraux qui accompagnent l'évolution des racines adventives des Cactées. Passons aux détails.

§ 1.

Naissance des racines.

A. *Racines adventives ordinaires*. — Les botanistes sont divisés sur deux points importants de la formation des racines adventives : leur origine réelle, et le mode selon lequel s'établissent leurs relations avec le système fibro-vasculaire de la tige.

1° Malpighi, qui écrivit le premier mémoire sur l'origine des racines, n'insiste pas sur le lieu où elles prennent naissance. A. P. de Candolle crut que le développement des racines était préparé à l'avance, et que les lenticelles étaient les bourgeons de ces organes adventifs. Hugo de Mohl réfuta cette opinion en démontrant que les lenticelles étaient purement et simplement de petits amas de cellules subéreuses. Dans la pensée du phytotomiste allemand, les endroits où se forment les racines adventives seraient déterminés par la structure du corps ligneux plutôt que par la disposition de l'écorce. Là où existeraient dans le corps ligneux une dépression, une lacune, comblées par du tissu celluleux, les racines adventives pourraient prendre naissance. D'après cette manière de voir, les extrémités des rayons médullaires seraient les points les plus favorables. M. Decaisne admet aussi que, généralement, les racines adventives apparaissent à l'extrémité d'un rayon médullaire (1).

Les observations faites par M. Trécul sur un grand nombre d'espèces l'ont conduit à reconnaître que s'il existe toujours normalement, *dans certaines plantes*, à des places déterminées, des racines rudimentaires latentes, ces places ne coïncident pas principalement avec le passage des rayons médullaires dans l'écorce. Elles peuvent se trouver, « soit à l'extrémité d'un seul ou de plusieurs faisceaux convergeant vers le même point, soit à la partie latérale d'un seul faisceau ou de deux faisceaux voisins, ou bien à la surface d'une couche ligneuse continue, sans rayons médullaires, ou encore vis-à-vis d'un ou de plusieurs de ces rayons quand il en existe. »

Que se passe-t-il dans les Cactées?

Il n'y a peut-être pas de familles qui offrent, sous ce rapport, autant de variétés. Il semble que ces plantes veuillent donner raison à toutes les opinions, celle de de Candolle exceptée. Ainsi, chez les *Opuntia*, c'est toujours dans les points où les faisceaux fibro-vasculaires longitudinaux s'écartent pour livrer passage aux vaisseaux qui gagnent les bouquets d'épines que se déve-

(1) *Recherches sur l'organisation anatomique de la Betterave à sucre*, 1839.

loppent les racines adventives, c'est-à-dire dans des dépressions du corps ligneux comblées par du tissu celluleux (H. de Mohl, Unger). Dans les *Cereus*, *Echinopsis*, *Echinocactus*, on ne s'aperçoit pas que ce soit plus particulièrement aux points nombreux où des faisceaux, partis de la face interne, traversent l'étui médullaire. Mais nous avons vu manifestement les racines ordinaires partir de la face externe d'un ou de plusieurs faisceaux de la couche ligneuse, vis-à-vis d'un ou de plusieurs rayons médullaires (Trécul), et quelquefois à l'extrémité d'un faisceau qui sort de la moelle et se plonge, à travers le bois, dans le parenchyme cortical (Trécul). Dans les longs rameaux des *Rhipsalis*, les racines adventives se développent sur plusieurs lignes parallèles qui répondent aux rayons médullaires (de Mohl, Unger, Decaisne, Trécul).

Nos études sur les Cactées confirment donc les conclusions de M. Trécul admises par M. Duchartre ; toutefois nous verrons bientôt qu'il y a probablement lieu d'exprimer les conclusions de ce savant en termes plus généraux.

2° Tous les observateurs, sauf les partisans de l'accroissement descendant, sont d'accord pour déclarer que la racine apparaît dans la couche profonde de l'écorce sous la forme d'un petit mamelon celluleux. Ils ne sont plus unanimes sur le mode selon lequel les relations vasculaires s'établissent entre la jeune racine et le bois.

De Mirbel, Hugo de Mohl, Unger, Decaisne, admettent une formation vasculaire centripète, c'est-à-dire que, dans leur opinion, les vaisseaux se formeraient dans la jeune racine et se mettraient plus tard en relation avec le bois. M. Trécul se déclare partisan d'une formation centrifuge ; autrement dit, les vaisseaux des racines adventives naîtraient, d'après M. Trécul, au contact du système fibro-vasculaire de la tige et s'introduiraient ensuite dans le rudiment radiculaire. M. Duchartre, dans ses *Éléments de botanique*, ne s'est pas prononcé entre ces deux opinions ; néanmoins il ressort assez visiblement de ses paroles qu'il penche vers l'idée d'un développement centrifuge.

Nous avons étudié, sur de nombreuses coupes microsco-

piques, les modifications anatomiques qui ont leur siége à l'origine réelle des racines adventives ordinaires ou à l'origine de leurs ramifications secondaires.

Si une coupe verticale comprend, ainsi qu'on le voit sur la figure 5, une partie du cercle fibro-vasculaire (*F*), la couche génératrice (*G*), l'origine d'une racine adventive (*R*), et le parenchyme cortical (*P*) traversé par cette dernière, et si la coupe passe à peu près dans l'axe de la racine, on constate ce qui suit : On voit la racine commencer par un renflement qui repose sur une légère dépression de la couche génératrice. Ce renflement est formé, à l'extérieur, de cellules arrondies ; au centre, de faisceaux fibro-vasculaires enveloppant un cylindre de cellules allongées ; enfin, il est presque complétement entouré d'une couche de cellules aplaties phellogènes (*ph*). A un millimètre ou un millimètre et demi de la zone génératrice, la *couche phellogène* se dédouble (*o*) et constitue deux lamelles qui protégent : l'une la racine, l'autre le tissu parenchymateux cortical, et donnent naissance à la double gaîne subéreuse dont nous avons parlé plus haut.

Si l'on examine la même coupe avec un plus fort grossissement (fig. 6), on voit encore mieux que la base de la racine est engagée dans la zone génératrice (*G*). Quant aux vaisseaux, on s'assure que les plus jeunes sont immédiatement au contact des faisceaux fibro-vasculaires du bois (*F*). Là, en effet, on aperçoit des cellules (*C' v*) irrégulières, plus ou moins allongées, spiralées, analogues à celles que M. Trécul a fait connaître dans son travail sur les formations secondaires des cellules des Cactées. A la partie profonde de la zone génératrice, au contact du bois, on observe des cellules vasculaires dans un état de développement beaucoup moins avancé (*C' v*), semblables à celles que l'on trouve dans la jeune racine à une très-petite distance du bois (*V*).

La coupe verticale peut passer par l'origine d'une très-jeune racine adventive. Dans ce cas, celle-ci apparaît sous la forme d'un cœur de carte à jouer, comprimé entre le bois et une couche de suber parenchymateux qui s'est déjà développée à sa

surface. Elle est constituée par une masse de cellules plus petites et plus granuleuses près du sommet qu'à la base, au centre de laquelle on aperçoit, *immédiatement au contact du cercle fibro-vasculaire*, de jeunes cellules vasculaires spiralées.

Il est donc encore plus évident, sur des préparations de ce genre, que les jeunes vaisseaux se forment sur la partie latérale des vaisseaux voisins préexistants.

La jeune racine sortirait donc toute formée de la zone génératrice, et ses vaisseaux se développeraient dans une direction centrifuge.

Nous trouvons encore la démonstration de ce que nous venons d'avancer, dans les rapports de la racine avec le parenchyme cortical. Ces rapports s'établissent par l'intermédiaire d'une double enveloppe subéreuse. Or, connaissant le rôle que joue le tissu subéreux dans les végétaux, il est évident que la racine est un corps étranger pour la médulle externe et que son origine réelle est au contact du bois. En effet, si les faisceaux radiculaires appartenaient au système cortical de la tige, ils ne seraient pas entourés d'une couche de suber. On constate, sur l'*Echinopsis*, que les pousses latérales de cette plante sont rattachées à la tige mère par des faisceaux fibro-vasculaires qui leur forment comme une longue queue lorsqu'on les a arrachées à l'aide d'une légère traction. Or, malgré l'isolement apparent de ces faisceaux, ils ne sont jamais séparés du parenchyme cortical par la moindre production subéreuse. Rapprochées de celles que nous avons consignées dans le premier chapitre, ces observations démontrent, à notre avis, que le développement de la jeune racine adventive n'est pas centripète et que le parenchyme cortical de la bouture ne forme pas la couche celluleuse de cet organe, comme le disait de Candolle dans le travail déjà cité, et du même coup corroborent quelques-uns des faits signalés par M. Trécul.

L'organogénie des racines adventives est telle que nous venons de la décrire dans un grand nombre de cas, sur les *Cereus*, *Opuntia*, *Echinopsis*, etc. Parfois elle est un peu différente.

Par exemple, dans l'*Echinopsis multiplex*, nous avons ren-

contré des racines dont le point d'insertion répondait à un grand rayon médullaire. Sur des coupes horizontales faites au niveau de cette insertion, on voyait des cellules vasculaires sortir de la moelle, s'insinuer entre deux faisceaux fibro-vasculaires et constituer l'axe de la racine; on apercevait aussi d'autres cellules entourant les précédentes, dont le point de départ était situé sur la face latérale des faisceaux qui limitent le rayon médullaire; les cellules corticales de la racine dérivaient de la zone génératrice des deux faisceaux.

Règle générale, la racine adventive adhère à la face latérale des faisceaux de la tige par un épatement circulaire dans lequel les jeunes vaisseaux figurent un cône dont le sommet s'engage dans la racine. Nous avons remarqué plusieurs fois que, sur les *Echinopsis*, les *Opuntia*, les vaisseaux formaient seulement la moitié ou le tiers d'un épatement conique. Nous sommes porté à croire que, dans ce cas, la racine a pris naissance à l'extrémité d'un faisceau fibro-vasculaire.

Nous avons vu précédemment que les *Rhipsalis* s'écartaient de la structure ordinaire des Cactées. Grâce à cette différence, on peut voir bien distinctement sur ces plantes la part qui revient parfois aux faisceaux médullaires et à la couche génératrice dans la formation des racines adventives. Ainsi, au milieu d'un rayon médullaire beaucoup plus large que les autres, s'engagent de jeunes cellules vasculaires qui semblent sortir de la face interne de l'étui médullaire (voy. fig. 9). Le cercle vasculaire de la jeune racine est complété par des éléments qui s'appuient, à droite et à gauche, sur les faisceaux qui bordent le rayon médullaire. Quant aux cellules centrales et corticales, elles dérivent manifestement de la couche génératrice des faisceaux qui ont fourni les vaisseaux spiralés.

En résumé, il nous paraît démontré que les *racines adventives ordinaires* peuvent naître dans tous les points indiqués par M. Trécul, et que les vaisseaux de ces organes se développent d'abord au contact des faisceaux fibro-vasculaires avec lesquels ils sont en rapport. Nous voyons la démonstration de ce dernier fait, non-seulement dans les préparations microsco-

piques que nous avons décrites, et dans la présence, autour de la portion intra-parenchymateuse des racines, d'une enveloppe subéreuse, mais encore dans le cas de développement de racines adventives à la surface du bois, après la destruction presque complète du parenchyme cortical.

B. *Racines adventives hétérotopiques.* — Les racines hétérotopiques se sont présentées sur la cicatrice de la moelle ou sur la face interne, entre les faisceaux et à l'extrémité des faisceaux de l'étui médullaire.

1° Pour interpréter convenablement le développement des racines médullaires que nous avons observées, il est bon d'entrer dans quelques détails préliminaires sur la structure de la moelle des Cactées.

On sait que la moelle n'est pas toujours exclusivement composée de cellules. Souvent elle renferme des vaisseaux laticifères, et, dans un certain nombre de plantes, elle contient des faisceaux vasculaires ou fibro-vasculaires. On connaît depuis longtemps l'exemple offert par le Figuier. Jochmann, Reichert, ont décrit les vaisseaux médullaires de quelques Ombellifères. M. Trécul a décrit aussi ces faisceaux dans plusieurs plantes de la même famille. M. Regnault, dans ses *Recherches sur l'anatomie de quelques tiges de Cyclospermées*, a montré que chez les Crassulacées, les Ficoïdes, les Chénopodées, les Nyctaginées et les Amarantacées, des faisceaux fibro-vasculaires s'enfoncent plus ou moins profondément à l'intérieur de la moelle.

Les Cactées de nos quatre premiers groupes possèdent aussi de nombreux faisceaux fibro-vasculaires épars dans les parenchymes. Schleiden a figuré et décrit la marche de ceux qui partent de la face interne de l'étui médullaire pour se plonger à des hauteurs différentes dans le parenchyme cortical, mais il n'a pas insisté sur les faisceaux qui se ramifient dans la moelle. Ces derniers s'aperçoivent nettement sur une coupe transversale de la plante. Ils tranchent sur le parenchyme par une teinte plus opaque. Après un léger ressuyage, ils se voient encore mieux, parce qu'ils forment alors une saillie sur le fond de la coupe. Sur une coupe longitudinale, on constate qu'ils

sillonnent la moelle dans tous les sens. Enfin, si l'on détruit les cellules parenchymateuses à l'aide d'une macération prolongée, ces faisceaux deviennent libres et l'on s'assure qu'ils constituent un véritable lacis rattaché fréquemment à la face interne de l'étui médullaire.

Les faisceaux de la moelle diffèrent de ceux de l'étui par l'absence des fibres ligneuses et par la rareté des gros vaisseaux spiralés, réticulés ou rayés. Les vaisseaux spiralés y prédominent ; ils y sont constitués par de longues cellules à spirale simple ou bifurquée de $0^{mm},020$ de diamètre moyen. De semblables vaisseaux se rencontrent principalement au sommet ou à la face interne des faisceaux du bois ; cependant on en trouve disséminés dans l'intérieur de ces faisceaux ou sur leurs faces latérales et leur base, au milieu d'une zone génératrice. Quelques vaisseaux rayés ou réticulés, d'un diamètre plus considérable ($0^{mm},035$ à $0^{mm},050$), s'associent aux vaisseaux spiralés. Enfin, une couche plus ou moins épaisse d'éléments allongés, semblables à ceux de la zone génératrice, entoure le tout.

La cicatrice de la moelle de plusieurs Cactées renferme donc des faisceaux fibro-vasculaires munis d'une couche génératrice (fig. 1, *c*, *e*). Dès lors il n'y a rien d'étonnant qu'il se produise sur la face latérale de ces faisceaux des phénomènes identiques à ceux qui précèdent la formation des racines adventives ordinaires. D'ailleurs, nous avons trouvé un faisceau fibro-vasculaire à la base des racines médullaires, sur des coupes microscopiques faites dans la cicatrice, à travers l'origine de ces racines. Nous avons représenté l'une de ces coupes figure 7 ; elle provient de l'*Echinopsis multiplex*.

Ce n'est pas seulement sur la partie latérale d'un faisceau *préexistant* que naissent les racines adventives médullaires. La couche profonde de la cicatrice est encore le siége d'une formation vasculaire très-active. De la face interne de l'étui médullaire (fig. 1, *v*) et du pourtour des faisceaux qui s'enfoncent dans la cicatrice, on voit partir de jeunes cellules réticulées destinées à se transformer plus tard en véritables vaisseaux. Chacun des centres de formation (*v*, *v'*, *v''*, fig. 1) rayonne l'un

vers l'autre, et au bout d'un certain temps la face interne de la cicatrice est garnie d'un lacis horizontal de vaisseaux. Une fois formés, ces jeunes vaisseaux peuvent fournir des racines adventives comme les faisceaux fibro-vasculaires préexistants. Nous avons rencontré des coupes qui nous ont offert ce mode de développement. Au surplus, on devait le pressentir, car on remarque, le plus souvent, que les *racines médullaires hétérotopiques* se montrent longtemps après les racines ordinaires. Le temps qui s'écoule entre l'apparition de ces deux sortes de racines correspond sans doute à la vascularisation de la face interne de la cicatrice médullaire.

2° La face interne de l'étui médullaire est tapissée par une couche réticulée de faisceaux semblables à ceux qui s'engagent à l'intérieur de la moelle. Par conséquent, il ne faut pas être surpris si ces faisceaux donnent naissance à de jeunes racines dont la pointe se dirigera en bas et vers l'axe de la bouture.

3° Sur certaines boutures on aperçoit aussi de jeunes racines dont la base est située entre les faisceaux de l'étui médullaire. Dans un exemple cité au chapitre Ier, ces racines s'étaient fait jour sur la partie du bois mise à nu par la destruction du parenchyme cortical.

Ces racines hétérotopiques se sont formées dans les mêmes conditions que les précédentes. En effet, les faisceaux fibro-vasculaires sont pénétrés de tissu générateur et de vaisseaux spiralés. C'est au niveau de ce tissu qu'elles se sont développées, et elles ont opéré leur éruption en écartant les faisceaux du bois.

4° Quant aux racines qui paraissent sortir de l'extrémité du cercle fibro-vasculaire, nous devons dire que nous ne les avons jamais vues prendre naissance au point où l'on serait tenté de les rattacher. M. Trécul a cité une seule espèce (*Maclura aurantiaca*), dont les racines, plantées sous forme de boutures, aient fourni des racines adventives sur la coupe. Ce savant botaniste a publié un dessin (*Ann. des sc. nat.*, 1847, pl. 15), sur lequel on voit la couche génératrice de la bouture se prolonger au dehors sous l'aspect d'un mamelon cellulo-vasculaire. Nous

n'avons jamais observé cette disposition sur les Cactées. L'extrémité inférieure des faisceaux est enfermée dans une cicatrice protégée par des cellules subéreuses. Jamais nous n'avons vu le tissu générateur faire hernie à travers cette cicatrice. Les racines prenaient toujours naissance sur la face externe ou sur les faces latérales des faisceaux et se dirigeaient immédiatement en bas, de manière à faire éruption dans la région du cercle fibro-vasculaire.

En résumé, l'origine et la formation des *racines adventives hétérotopiques* ne diffèrent pas de l'origine et de la formation des *racines adventives ordinaires*. Quel que soit le lieu où elles apparaissent, les phénomènes qui précèdent la formation des racines sont toujours les mêmes. La présence du tissu générateur est l'unique condition essentielle à leur développement. Aussi croyons-nous pouvoir généraliser les conclusions du travail de M. Trécul sur l'origine des racines adventives, et dire que les racines adventives peuvent se développer au contact des faisceaux fibro-vasculaires partout où ceux-ci présentent une couche de tissu générateur.

§ 2.

Développement des racines adventives.

A. *Accroissement*. — Lorsque les racines ont pris naissance dans la couche génératrice, elles s'accroissent et s'avancent peu à peu vers l'épiderme ou vers la cicatrice.

Si l'on examine la base et le sommet de ces jeunes organes, on constate qu'en ces deux points existent les éléments vasculaires les plus jeunes, tandis que, dans les points intermédiaires, la couche vasculaire paraît formée d'éléments qui ont acquis tout le développement dont ils sont susceptibles. D'où nous concluons que les jeunes racines adventives possèdent d'abord deux centres végétatifs, l'un à leur base, l'autre près de leur sommet. Pendant cette première période, les tractions exercées sur les racines les brisent entre le renflement qu'elles offrent à leur base et le faisceau fibro-vasculaire sur lequel elles ont

pris naissance. Plus tard, les mêmes tractions deviennent insuffisantes pour déterminer une séparation ; il faut alors tirer plus fortement, et de bas en haut, pour arracher les racines, et encore entraînera-t-on avec elles la couche la plus extérieure de l'axe ligneux. Ce fait démontre que, par les progrès de la végétation, les nouvelles formations fibreuses de la tige se confondent avec celles des racines adventives. Dès ce moment celles-ci ont perdu le point végétatif de la base.

B. *Éruption.* — Les racines adventives ordinaires se font jour, tantôt par un point de la surface naturelle de la bouture, tantôt par la cicatrice du parenchyme cortical. Examinons le mécanisme de l'éruption dans les deux cas.

1° Quand la racine est jeune, elle présente les différentes parties que M. Van Tieghem a fait connaître dans son *Mémoire sur la symétrie de structure des plantes*, c'est-à-dire : *a.* un parenchyme cortical limité en dehors par l'épiderme, en dedans par une couche de *cellules dites rhizogènes ; b.* un cylindre central formé de faisceaux vasculaires, alternes avec des faisceaux fibreux, plongés les uns et les autres dans un tissu de cellules. Au sommet de la racine on ne trouve plus ni vaisseau ni fibre. Cette partie est entièrement composée de cellules à protoplasma granuleux disposées en couches régulières. Les séries les plus superficielles, caractérisées par une transparence plus marquée, constituent la *piléorhize.*

Lorsque la racine grandit, la membrane rhizogène fournit, par sa face externe, une écorce secondaire et, par sa face interne, une couche génératrice qui se confond avec les faisceaux fibreux de la racine primaire. Sur la plupart des Cactées nous n'avons pas rencontré de fibres libériennes en dehors de cette couche génératrice. Aussi, sous ce rapport, nos observations ne s'accordent plus avec les descriptions et les figures de M. Van Tieghem (voy. *Ann. des sc. nat.*, 1871, pl. 8, fig. 62). Mais ce qui importe surtout à notre sujet, c'est que l'écorce secondaire s'entoure d'une couche de cellules subéreuses (fig 8, *Sr*) qui refoule autour d'elle l'écorce primaire, et dans laquelle apparaît souvent une assise au moins de cellules péridermiques. Quant

aux éléments de l'écorce primaire, ils s'accumulent entre la couche subéreuse de la racine et la couche subéreuse qui protége le parenchyme cortical (fig. 8, *D*, *D*). L'exfoliation qui se produit à la surface de la racine se produit également à sa pointe, de sorte que la piléorhize s'épaissit de plus en plus (fig. 8, *P*), et finit par former une armature conique, compacte et dure dans laquelle on distingue à peine les utricules constituantes.

La racine adventive ordinaire s'avance donc graduellement vers l'extérieur, glissant en quelque sorte à travers le parenchyme cortical dans une gaîne subéreuse dont elle est séparée par les débris plus ou moins granuleux et brunâtres de son écorce primaire.

Dès que le sommet de la racine arrive au contact de la face interne de l'épiderme, sa présence se traduit extérieurement par des caractères faciles à saisir. On aperçoit d'abord un point blanchâtre légèrement soulevé au-dessus de la cuticule. Ce point grandit peu à peu, proportionnellement au volume de la racine sous-jacente, et bientôt il se convertit en une plaque circulaire dont le centre est occupé par une tache brune, au niveau de laquelle l'épiderme semble desséché. Enfin, la tache brune centrale finit un jour par s'entr'ouvrir, et la racine se montre au dehors, entourée d'une auréole d'épiderme mortifié.

Étudions au microscope les détails de ces phénomènes.

Si l'on fait une coupe mince dans l'axe d'une jeune racine (fig. 8, *R*) sur le point d'apparaître au dehors, on voit, à l'aide d'un faible grossissement, que le sommet de la racine vient presser sur la face interne de l'épiderme. Le plus souvent ce jeune organe est incapable de surmonter d'emblée l'obstacle qui s'oppose à sa marche ; alors il change de direction et glisse en quelque sorte sur la face profonde de l'hypoderme ; mais la pression que la racine a exercée sur le tégument par l'intermédiaire de sa piléorhize (*P*) en a détaché un fragment plus ou moins circulaire (*F*). Séparé des parties vivantes, ce fragment prend une couleur brune et s'infiltre de bulles d'air. Pendant qu'il se détache, le pourtour de la plaie devient le siége d'une

abondante production subéreuse. L'épiderme proprement dit (*E*) est écarté de l'hypoderme (*H*) par des cellules de suber (*Se*) qui s'insinuent entre ces deux couches, à une distance d'autant plus grande que la racine est plus grosse et que l'éruption a commencé depuis plus longtemps. Les cellules mêmes de l'hypoderme prolifèrent autour de la plaie, et donnent naissance à des utricules subéreuses qui se confondent, en dehors avec le suber épidermique (*Se*), en dedans avec la gaîne subéreuse de la racine (*Sr*), accolée elle-même au suber qui isole le parenchyme cortical (*Sp*).

Grâce à ce travail préparatoire, le tissu parenchymateux (*C*) est complétement et constamment mis à l'abri des agents extérieurs, et la racine est, pour ainsi dire, conduite au dehors comme le serait un corps étranger introduit dans l'écorce. Ce travail permet encore de comparer une racine en voie d'éruption à un corps térébrant dont le trajet se cicatriserait au fur et à mesure qu'il s'ouvrirait. En comparant ces faits à ceux qui sont représentés sur les figures 2 et 3, on s'assure que la cicatrisation du parenchyme et de l'épiderme offre toujours les mêmes caractères, qu'elle se fasse à ciel ouvert ou à l'intérieur du tissu cellulaire, autour d'une racine adventive.

Les phénomènes que nous venons de décrire méritaient d'être étudiés à nouveau, car ils sont loin d'être aussi simples qu'on les croyait. Ainsi, Hugo de Mohl écrivait les lignes suivantes en 1832 : « Lorsque ce bouton (le *bourgeon* de la racine) s'allonge en racine, il presse le tissu cellulaire devant lui, et soulève l'écorce en un petit mamelon qui se déchire enfin au sommet et laisse passer la petite racine autour de laquelle les couches corticales traversées forment une sorte de coléorhize. » Cette courte description ne laisse certainement pas soupçonner la production subéreuse dont le parenchyme cortical est le siége, ni le rôle important de ce nouveau tissu. Quelle que soit l'épaisseur du parenchyme cortical, l'éruption des racines adventives ordinaires des Dicotylédones s'opère toujours de la même manière ; aussi les phénomènes que nous avons fait connaître prennent-ils un intérêt plus considérable que s'ils appar-

tenaient seulement aux Cactées à parenchyme très-abondant.

2° Lorsque les *racines adventives ordinaires* opèrent leur sortie entre le cercle fibro-vasculaire et la surface naturelle de la bouture, elles s'avancent, toujours entourées de leur double gaîne subéreuse, jusqu'au contact de la cicatrice qu'elles poussent devant elles. La pression qu'elles exercent sur cette dernière détermine l'éraillement de ses couches les plus superficielles. La couche profonde de la cicatrice, encore en voie de formation, se prête à l'élongation de la racine et finit par lui constituer un véritable étui conique subéreux. La racine reste longtemps dans cet état; mais si le ressuyage se prolonge beaucoup, ou si l'on plante la bouture, l'étui subéreux ne tarde pas à se rompre au sommet sous l'influence de l'accroissement de la racine et à former coléorhize. La jeune racine s'allonge en avant de cette collerette sous l'aspect d'une petite masse conoïde, étranglée à sa base. Le microscope y découvre les éléments qui constituent l'extrémité des jeunes organes de ce genre, c'est-à-dire : *a*. une écorce primaire dont les cellules sous-épidermiques renferment de la chlorophylle; *b*. un cylindre de jeunes vaisseaux qui se perd avant d'atteindre le sommet; *c*. un cylindre central dont les cellules sont dépourvues de granules colorés; *d*. enfin, une piléorhize constituée par des cellules aplaties, jaunâtres, courtes ou allongées, selon qu'elles sont profondes ou superficielles, analogues à celles que MM. Garreau et Brauwers ont décrites.

3° S'il s'agit de *racines adventives hétérotopiques*, elles se feront jour habituellement par la cicatrice de la moelle, quelquefois aussi par la surface naturelle de la bouture ou par la cicatrice du parenchyme cortical.

Si elles sortent par la moelle, leur éruption sera semblable à celle des racines ordinaires qui traversent la cicatrice du parenchyme cortical. La couche profonde de la cicatrice accompagnera la racine et lui fournira une gaîne complète pendant un certain temps. Si ces racines sortent par la surface naturelle de la bouture ou par la cicatrice du parenchyme cortical, leur

éruption se fera de la même manière que pour les racines ordinaires qui apparaissent dans les mêmes points.

Nous avons suivi les racines adventives pendant leur formation et pendant leur éruption. Dès que celle-ci est accomplie, la bouture est devenue un individu nouveau, vivant de la même vie que le sujet qui l'avait fournie. Cette éruption établit donc les limites de la tâche que nous nous étions imposée.

Nous nous arrêterons là, laissant de côté plusieurs détails d'organisation des racines privés d'originalité qui auraient grossi notre travail sans en augmenter l'intérêt.

CONCLUSIONS GÉNÉRALES.

1° Le ressuyage n'est pas absolument nécessaire pour les Cactées dont les sucs sont aqueux.

2° Une bouture vivra d'autant plus longtemps en ressuyage qu'elle sera plus intacte et plus volumineuse.

3° Un ressuyage prolongé enlève aux boutures non-seulement leur eau, mais encore une partie des éléments organiques contenus dans les cellules parenchymateuses.

4° Un mince fragment de Cactée peut conserver assez de vitalité pour reprendre.

5° Pendant le ressuyage le parenchyme cortical et médullaire se dessèche à la surface de la coupe, mais au-dessous de la couche desséchée il se transforme en tissu phellogène qui fournit des zones alternatives de suber et de périderme.

6° Le tégument se cicatrise à son tour par la transformation subéreuse des cellules de l'hypoderme, au contact des parties vivantes et des parties mortifiées, de sorte que tous les tissus celluleux de l'extrémité de la bouture sont recouverts d'une cupule subéreuse.

7° Les faisceaux fibro-vasculaires se rétractent beaucoup moins que le parenchyme; ils se modifient au-dessous de la cicatrice et au-dessus de celle-ci, dans le parenchyme, à une profondeur plus ou moins grande.

8° Quand le ressuyage est très-prononcé et qu'il se fait à la lumière, on voit apparaître de la chlorophylle dans la couche de cellules comprise entre la membrane subéreuse et les vaisseaux sous-cicatriciels de nouvelle formation.

9° Lorsque la bouture est plantée, l'extrémité des faisceaux fibro-vasculaires se détruit, et la partie saine de ceux-ci se recouvre à son tour d'une cicatrice semblable à celle qui recouvre les parenchymes et le tégument.

10° La cicatrisation de l'étui médullaire dans les Cactées est due à la présence du tissu cellulaire au milieu des fibres et des vaisseaux de cet étui.

11° L'étude de la cicatrisation de la bouture démontre que les tissus vivants, pourvus de cellules, se préservent du contact des corps étrangers extérieurs et intérieurs par la formation de tissu subéreux, et que ce dernier ne peut dériver que d'éléments cellulaires pourvus encore de protoplasma.

12° Dans les Cactées, il n'y a pas de bourrelet proprement dit. On observe quelquefois un gonflement de la cicatrice qui, d'ailleurs, ne paraît pas exercer une influence sérieuse sur la reprise de la bouture.

13° Le travail de l'enracinement commence dès que la bouture se cicatrise; il s'opère dans l'air, la terre et l'eau.

14° La formation de racines semble être provoquée par toutes les causes de surexcitation des tissus; mais, comme elle se montre dans des points où la surexcitation mécanique ou physique fait défaut, force est d'admettre qu'il existe dans les Cactées des points où les racines adventives sont à l'état latent.

15° Les racines adventives des Cactées sont ordinaires ou hétérotopiques. Par les points où apparaissent les racines ordinaires, ces plantes peuvent se diviser en groupes qui répondent assez bien à ceux que l'on pourrait établir d'après la forme de la tige. Cette étude démontre que les *Epiphyllum* et les Phyllocactées ont plus d'affinité avec les *Cereus* qu'avec les *Opuntia*. Les racines hétérotopiques s'observent sur la moelle, à l'extrémité du faisceau fibro-vasculaire ou à la face interne de l'étui médullaire.

16° Les racines adventives des Cactées se ramifient dans le parenchyme, comme elles le feraient dans le sol, entourées d'une gaîne subéreuse qui prouve que ces racines jouent le rôle de corps étrangers à l'égard du parenchyme.

17° Les racines adventives se développent toujours au contact de faisceaux fibro-vasculaires préexistants, qu'ils soient de formation ancienne ou nouvelle. Le parenchyme de la bouture n'entre pas dans leur constitution.

18° Ces racines peuvent se former dans tous les points où existent des faisceaux fibro-vasculaires accompagnés d'une couche génératrice. Si ces conditions se présentent dans des régions où elles ne se rencontrent pas habituellement, on pourra observer des racines hétérotopiques.

19° Les racines adventives peuvent sortir par tous les points de la surface naturelle ou accidentelle de la bouture. Partout on voit se produire un travail préparatoire qui consiste en une formation de tissu subéreux, dont le but est de protéger les parties profondes et vivantes des boutures.

20° Une fois au dehors, les racines restent courtes et conoïdes dans les *Cereus;* elles s'allongent dans les *Opuntia*, *Epiphyllum*, etc.

EXPLICATION DES PLANCHES.

PLANCHE 1.

Fig. 1. *Echinopsis multiplex.* — Coupe verticale à travers la cicatrice du cercle fibro-vasculaire et du parenchyme médullaire.

- *a*. couche de cellules desséchées et désagrégées de la surface de la plaie.
- *b*. couche de cellules phellogènes et subéreuses.
- *c*, *e*. faisceaux fibro-vasculaires de l'étui médullaire et du parenchyme dans l'épaisseur de la cicatrice et au dehors de la cicatrice.
- *r*. cellules vasculaires de nouvelle formation au contact de l'étui médullaire.
- *r*. cellules vasculaires de nouvelle formation au contact d'un faisceau parenchymateux.
- *r*. cellules vasculaires de nouvelle formation dans une autre partie de la face supérieure de la cicatrice.

Fig. 2. *Cereus peruvianus.* Coupe intéressant la cicatrice du tégument et du parenchyme cortical.

a, coupe de la cicatrice du parenchyme cortical comprenant : *s*, des couches de cellules subéreuses mélangées d'assises de cellules péridermiques ; *r* et *b*, plusieurs assises de cellules desséchées et désagrégées.

c, épiderme proprement dit.

d, hypoderme.

c', épiderme dans la partie desséchée du tégument.

d', hypoderme.

f, suber sous-épidermique confondu au bord de la plaie avec la couche subéreuse qui protége le parenchyme cortical.

Fig. 3. *Cereus monstrosus.* — Coupe à travers une cicatrice assez ancienne du parenchyme médullaire.

a, couche de cellules parenchymateuses desséchées au contact de l'air.

b, couche de cellules subéreuses.

c, assise de cellules à parois épaisses, ponctuées (cellules péridermiques).

d, couche de cellules phellogènes passant insensiblement aux cellules médullaires.

Fig. 4. *Cereus peruvianus.* — Une partie de l'extrémité inférieure d'une bouture coupée depuis longtemps, après la destruction du parenchyme cortical par la macération.

C, face supérieure de la cicatrice du parenchyme cortical.

M, faisceaux du cercle fibro-vasculaire.

R, racines adventives ramifiées dans l'épaisseur du parenchyme cortical.

Fig. 5. *Echinopsis multiplex.* — Coupe longitudinale passant par l'origine d'une racine adventive ordinaire (grossissement faible).

F, faisceaux du cercle fibro-vasculaire.

G, couche génératrice.

P, parenchyme cortical.

R, origine d'une racine adventive ordinaire.

Ph, couche de cellules phellogènes entourant l'origine de la racine.

O, point où la couche de cellules phellogènes se dédouble en deux lames qui fournissent deux couches superposées de suber (*ss*) autour de la racine.

Fig. 6. *Echinopsis multiplex.* — Une portion de la couche précédente vue à un plus fort grossissement.

F, *G*, *Ph*, même signification que dans la figure précédente.

Cv, cellules vasculaires de la couche externe de l'étui médullaire.

Cv', cellules vasculaires de nouvelle formation.

V, vaisseau de la jeune racine.

Fig. 7. *Echinopsis multiplex.* — Origine d'une racine adventive hétérotopique médullaire.

a, *b*, *c*, *d*, les différentes couches de la cicatrice du parenchyme médullaire.

f, faisceau fibro-vasculaire médullaire cheminant à peu près horizontalement au-dessus de la cicatrice.

v, jeunes cellules vasculaires développées au voisinage du faisceau fibro-vasculaire *f*.

r, jeune racine adventive hétérotopique née sur la partie latérale du faisceau *f*.

Fig. 8. *Cereus monstrosus*. Coupe montrant l'éruption d'une racine adventive ordinaire dans un point de la surface naturelle de la plante

C, *C*, parenchyme cortical.

R, jeune racine adventive.

Sr, *Sr*, suber ou écorce secondaire de cette racine.

D, *D*, débris de l'écorce primaire de la racine.

P, piléorhize.

E, *E*, épiderme proprement dit.

H, *H*, hypoderme.

F, fragment du tégument complet soulevé par la pression du sommet de la racine.

Sp, suber du parenchyme confondu en dehors avec le suber sous-épidermique *Se*.

Fig. 9. *Rhipsalis crispata*. — Coupe horizontale d'un rameau montrant l'origine d'une racine adventive sur la face interne de deux faisceaux fibro-vasculaires.

P, parenchyme cortical.

F, faisceau du cercle fibro-vasculaire.

L, faisceau libérien.

R, racine adventive dont les cellules vasculaires centrales procèdent de l'intérieur de la moelle.

D, débris de l'écorce primaire de la racine.

S, suber qui isole cette racine du parenchyme cortical.



NOTE

SUR

LES VÉGÉTAUX PARASITES DES *ANGUILLULÆ*

Par M. Nicolas SOROKINE,
Professeur à l'université de Kazan.

Dans un petit vase de verre rempli d'eau qui y était restée depuis le mois de septembre jusqu'au mois de mars, et pleine de différentes Algues, il s'était développé une grande quantité d'*Anguillulæ ;* chaque goutte de ce liquide puisée dans le vase contenait plusieurs de ces animaux qui se mouvaient très-rapidement et paraissaient être tout à fait bien portants. Mais, à partir du mois de mars, on pouvait rencontrer, parmi ces animaux, des individus morts ou immobiles, de même que des individus malades pouvant à peine bouger; enfin on en remarquait dont il ne restait qu'une masse jaunâtre, amorphe et mucilagineuse.

L'épidémie se répandit très-vite; de sorte que vers la fin du mois de mai il ne restait, de toute la masse des *Anguillulæ*, qu'un très-petit nombre d'individus, et ceux-là même étaient infectés et cachés entre les Algues.

L'épidémie consistait dans le développement de parasites végétatifs à l'intérieur du corps des Anguillules. Le nombre de ces parasites augmentait rapidement, et ils vivaient, comme à l'ordinaire, aux dépens de l'organisme qu'ils habitaient et qu'ils finissaient par détruire complétement. Ces parasites n'appartenaient ni à un seul genre, ni même à une seule espèce de Champignons; car on pouvait trouver parmi eux cinq types génériques différents et autant d'espèces; tous cependant présentaient la même vigueur, toutefois avec cette différence que les uns se développaient plus tôt, les autres plus tard.

1. Chytridium endogenum A. Br.

(Pl. 3, fig. 1.)

C'est le premier des parasites qui apparut au mois de mars. Son développement était tel, que les individus morts se trouvaient tout remplis de ces parasites, ainsi qu'on le voit figure 1 de notre planche.

Les *Chytridium endogenum* occupaient en quantité innombrable toute la cavité du corps des Anguillules, et étaient si serrés les uns contre les autres, qu'ils ne laissaient entre eux aucun intervalle; on voyait passer à travers la membrane de l'Infusoire des cous longs et un peu courbés. La forme et la grandeur du *Chytridium endogenum* étaient presque identiques avec ceux qui vivent sur les *Closterium*, seulement ils n'étaient pas pourvus d'élévation annulaire à la base du cou, ainsi que M. A. Braun (1) et moi (2) l'avons observé.

Quant à la formation des spores mobiles, à leur aspect, à leur sortie, de même qu'au phénomène de contagion, tout est semblable à ce qui s'observe chez le *Ch. endogenum* Sorok. que j'ai rencontré sur le *Closterium Lunula* (3) : voilà pourquoi je trouve qu'il n'y a pas de raisons assez fondamentales pour former de ce parasite une espèce indépendante.

2. Achlyogeton entophytum Schenk.

(Fig. 6-28.)

Aussitôt après le *Chytridium* apparut l'*Achlyogeton entophytum*. Son aspect extérieur et surtout son développement sont si caractérisés, qu'il est impossible de les confondre avec ceux du *Chytridium* (fig. 2-5), même à une observation superficielle. Dès le très-bas âge ce parasite présente une singulière particularité : à l'intérieur de l'*Anguillula* malade on peut remar-

(1) A. Braun, *Ueber Chytridium*, etc., 1856, Taf. v, fig. 21.
(2) N. Sorokine, *Revue du gr. des Siphomycetes*, 1874, II. E., fig. 1-3.
(3) *Loc. cit.*, p. 4.

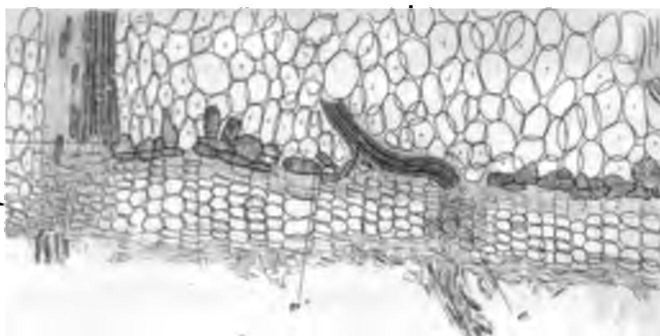
quer un fil jaunâtre plus ou moins large, parallèle à l'axe longitudinal du corps, et rempli de protoplasma granuleux; bientôt après ce filament se divise par cloisons transversales en plusieurs parties qui se transforment en sporanges, comme le décrit M. Schenk. Le cou du sporange est très-court; c'est par là qu'il se vide, et c'est près de l'ouverture que se groupent, comme à l'ordinaire, une quantité de spores mobiles qui se dispersent plus tard comme chez l'*Achlya* en se recouvrant de membranes, et qu'elles sortent de nouveau; elles muent. Je ne décrirai pas ce phénomène, car mes recherches ne feraient que confirmer ce que l'on connaît déjà de cette organisation. Il est remarquable cependant que l'*Achlyogeton* est un parasite des Algues vertes et qu'il n'a jamais été rencontré dans le corps des animaux. En outre, il m'est toujours arrivé d'observer chez les exemplaires qui habitaient les cellules des Algues (*Cladophora*, etc.), la formation d'une élévation annulaire à la base du cou pareille à celles des *Chytridium endogenum;* mais chez l'*Achlyogeton* sur l'*Anguillula* il n'y avait aucune élévation.

3. Achlyogeton (?) rostratum Sorok.

(Fig. 40-45.)

Au mois de mai, lorsque la plus grande partie des *Anguillula* était détruite, apparut ce parasite, qu'à mon grand regret je n'ai pu étudier que très-imparfaitement. Plusieurs fois je trouvai des vers morts ayant à l'intérieur des sporanges vidés dont la disposition par rangs et leur aspect extérieur ressemblaient tellement aux *Achlyogeton*, que j'ai été amené à supposer que cet organisme appartient à ce genre.

La seule différence entre l'espèce dernière et l'*Achlyogeton entophytum* consistait dans la longueur du cou, qui se gonflait à l'extrémité avant de sortir du corps, et qui se rétrécissait rapidement en un petit bec pour percer la peau de l'animal. La forme du cou et l'élargissement supérieur rappelaient quelquefois beaucoup celui d'un oiseau avec une tête (fig. 43 *a*). Quelquefois le cou présentait à l'intérieur du corps des sinuosités,









Boutures de Cactées

avant de s'approcher de la surface (fig. 44). La grandeur du sporange est 7-9 micr. (1) de long et 5-6 micr. de large.

4. Polyrhina multiformis Sorok.

(*Harposporium Anguillulæ* Lohde).

(Fig. 29-39.)

Les parasites ainsi nommés apparurent d'abord sous la forme de fils très-menus, non rameux et divisés par des cloisons. Les fils de ce mycélium serpentent à l'intérieur du corps des vers, s'entrelacent et vont d'un bout de l'*Anguillula* à l'autre. Toutes les parties qui sont prédestinées à former des sporanges se montrent au commencement sous forme de papilles pointues, contiguës à la peau de l'animal du côté interne, et la percent pour sortir (fig. 30-39). Puis la papille s'allonge, se divise en plusieurs parties par des cloisons et commence à se gonfler à l'extrémité (fig. 36). Sur la pointe même de la papille qui s'est transformée en fils, apparaissent deux ou plusieurs, ou plus rarement une seule cellule sphérique, qui s'allonge à son extrémité en un fil plus ou moins long et plus ou moins tordu (fig. 31, 32, 34, 36, 37, 39); toutes ces cellules prises ensemble rappellent un peu une grappe de raisin, comme on le voit sur les figures 36, 29. Ou bien les parties supérieures se métamorphosent en cellules sphériques, qui viennent d'être décrites, sans former de grappes (fig. 35, 37, 38). Enfin il arrive que les cellules ne s'arrondissent pas, mais que leur dimension augmente un peu et qu'elles s'allongent d'un seul côté en formant un cou (fig. 37, 38). On peut encore rencontrer des individus chez lesquels plusieurs cellules sphériques sont placées à l'extrémité du fil, et que plus bas nous trouvons des cellules dont le diamètre est le même que chez les cellules qui forment le mycélium; enfin presque à la surface du corps de l'*Anguillula* se trouvent des cellules sphériques (fig. 37). Il m'est arrivé de voir que ces cellules étaient placées sur de

(1) Un micromillimètre est égal à un millième de millimètre.

courts pédicules (fig. 37, *a*), qu'on peut considérer comme le rameau latéral de la cellule : son extrémité s'est séparée de la base par une cloison et s'est gonflée en une cellule globuleuse; la base est restée comme un pédicule non développé. La hauteur du fil qui soutient les cellules sphériques varie aussi beaucoup : tantôt il est très-long (fig. 29, 35, 36), tantôt au contraire il est court (fig. 38, 39).

Les cellules sphériques munies de cous (1) ressemblant à des crochets, se transforment en *sporanges* dans la période de la maturation du parasite. Le protoplasma se divise en une quantité de petites spores oblongues et mobiles qui atteignent à peine 0,5 micr. et sortent par l'ouverture qui se forme au bout du cou. La division du contenu s'opère aussi dans la partie élargie de la cellule; mais dans le cou le protoplasma reste intact, sort rapidement par l'ouverture, après quoi se fait la sortie des spores. Entre le commencement de la division et l'émission des spores, il se passe, d'après ce que j'ai pu remarquer, à peu près une heure.

Les spores mobiles sont tellement petites, que je n'ai pu voir si elles étaient munies de cils. Leur mouvement ressemble à celui des spores mobiles des Chytridinées : elles décrivent des zigzags en sautillant sur place. Je n'ai pu remarquer de quelle manière germent ces spores et comment elles entrent dans l'*Anguillula* et lui communiquent la contagion.

Ainsi nous voyons que le *Polyrhina* varie beaucoup dans sa forme extérieure; la grandeur du pédicule, la forme du sporange, leur quantité et leur disposition ont des variations sans nombre. Cet organisme présente une transition très-intéressante entre les *Chytridium* qui n'ont pas de pédicule et ceux chez lesquels ce pédicule apparaît sous la forme d'un fil assez long et divisé même par des cloisons.

La grosseur du fil du mycélium et du pédicule est de 1-2 micr.

(1) La largeur du cou n'est pas partout la même : à la base il est plus fin, au milieu plus gros; à la partie supérieure, il se rétrécit de nouveau de manière à rappeler la forme d'un crochet ou d'une faucille.

La grandeur du sporange est de 4-6 micr.

En 1875, M. van Thümen communiqua à l'assemblée des naturalistes de Breslau, les recherches de M. Lohde sur différents Champignons. Entre autres, il signala un organisme qui se développait sur l'*Anguillula* et le nomma *Harposporium Anguillulæ*. Sa description a une ressemblance si frappante avec ce que nous venons de voir, qu'il n'y a presque aucun doute que M. Lohde et moi avons eu sous les yeux le même organisme. Mais la différence est que d'après la description du savant que je viens de nommer, « les hyphes se forment des *spores demi-lunaires* (?) (1); leur germination n'a pas été observée. D'après l'opinion de M. Lohde, l'*Harposporium* doit être placé près du *Fusisporium* (?!).

Il est clair que ces spores « demi-lunaires » ne sont autre chose que les cous du *Polyrhina*, et qu'à cause de cela la *germination* n'a pas été remarquée.

Quant à la place que cet organisme doit occuper dans la systématique, il me semble que l'histoire de son développement montre assez clairement que c'est un nouveau genre appartenant aux Chytridinées, mais nullement aux Hyphomycètes.

5. Catenaria Anguillulæ, Sorok.

(Fig. 6-28.)

Le développement du *Catenaria* ressemble beaucoup au développement de l'*Achlyogeton*. D'abord on remarque dans le corps de l'*Anguillula* des fils rameux divisés par des cloisons. Bientôt ces fils deviennent deux fois plus gros qu'ils ne l'étaient au commencement et se remplissent non de protoplasma granuleux, mais de grandes gouttes d'huile suspendues dans le liquide incolore (fig. 6, 7, 8). Les filaments du mycélium, ainsi métamorphosés, commencent à se gonfler par places (fig. 10, 13). Ces gonflements sont à peu près à égale distance l'un de l'autre, et tout le fil se transforme ainsi en un chapelet de cellules oblongues réunies par des isthmes. Ces isthmes sont très-

(1) *Ueber einige neue Saprolegnien* (*Hedwigia*, 1874).

courts et sont divisés au milieu par une cloison, et par conséquent consistent en deux courtes cellules (fig. 21, 22, 23, 24). Les parties renflées du filament produisent des papilles qui se dirigent vers la peau de l'animal, la percent et sortent. Ces papilles sont les cous futurs des sporanges, et les renflements les sporanges eux-mêmes (fig. 11, 15). La grandeur du cou et celle des sporanges ne sont pas toujours égales.

Je suis parvenu à suivre avec assez de détails les phénomènes de la formation et celui de la sortie des spores chez le *Catenaria*.

A *sept heures vingt minutes* de l'après-midi, je me mis à observer un renflement rempli de protoplasma granuleux et homogène; ce renflement avait formé une papille à peine visible dirigée vers le côté interne de la peau de l'*Anguillula* (fig. 15).

7 *h*. 27 *m*. — Le contenu s'était un peu modifié; il était devenu plus foncé, et le cou (papille) du sporange sortait à l'extrémité (fig. 16).

7 *h*. 40 *m*. — Le contenu s'était divisé en une quantité de corpuscules sphériques à contours à peine visibles (fig. 17).

7 *h*. 47 *m*. — Les contours des corps (des futures spores mobiles) sont distinctement marqués; on voyait au milieu de chaque corps un nucléus (fig. 18).

9 *h*. 45 *m*. — La sortie des spores commençait (fig. 19). De l'ouverture du cou sortait, en rampant lentement, la première spore; elle avait l'aspect d'une petite boule, au milieu de laquelle on voyait distinctement un nucléus brillant qui ne se trouvait pas exactement au centre, mais un peu de côté.

Au bout de deux ou trois secondes, à la surface de la boule, apparaissait un cil à peine visible, courbé comme une virgule et *immobile* (fig. 20, *a*). Mais presque aussitôt l'*extrémité du cil* commença à faire de faibles mouvements, comme s'il vacillait, puis ce mouvement se communiqua de l'extrémité supérieure du cil à sa base. Le cil se détacha de plus en plus du corps de la spore mobile qui commença à s'ébranler de plus en plus, et enfin, lorsque le cil se fut complétement détaché, la spore s'éloigna rapidement de l'ouverture du sporange (fig. 20, *a-c*).

Le mouvement des spores du *Catenaria* ne ressemble cependant pas à celui des spores des Chytridinées, mais il consiste dans un déplacement rapide, continuel et circulaire de l'organe.

Après la première spore vient la seconde, puis la troisième, etc. Lorsque le sporange est suffisamment vide, les spores commencent à se mouvoir dans la cavité même du sporange.

Quelquefois deux (fig. 20, *f*) ou trois (fig. 20, *g*) spores s'échappent à la fois, ou bien encore les spores sortent en masse; mais dans ces cas elles se séparent tout de suite après leur sortie et se meuvent individuellement.

Le sporange s'était vidé dans l'intervalle de 9 h. 45 m. à 10 h. 35 m. du soir.

Les sporanges vidés étaient de forme oblongue, et les membranes présentaient très-nettement un double contour; les cous avaient atteint différentes longueurs (fig. 21, 22, 23, 25); chaque sporange se réunissait avec son voisin par un isthme qui consistait en deux cellules (fig. 22). Quelquefois ils paraissaient se réunir avec deux sporanges voisins (fig. 24).

Grandeur du sporange : longueur, 17, 15, 10 micr.; largeur, 8-10 micr.

Grandeur des spores = 1,5 à 2 micr.

Le *Catenaria* se développe non-seulement dans le corps des *Anguillulæ*, mais ils se rencontrent assez souvent dans les œufs d'autres animalcules aquatiques (fig. 26, 27, 28); aussi cet organisme peut-il être regardé comme l'un des plus dangereux pour les Infusoires.

Enfin il m'est aussi arrivé de trouver le *Polyrhina* dans les mêmes individus des *Anguillulæ* (fig. 39, *c*). Je me demande involontairement si ces deux organismes ne seraient pas plutôt deux phases différentes de développement du même Champignon? Je ne puis répondre affirmativement à cette question, quoique je n'aie aucune raison pour le nier. De nouvelles recherches trancheront cette difficulté.

Cette note était terminée, lorsque j'ai trouvé dans l'article de

M. Nowarowsky (1) des indications sur ce que M. A. Braun (2) avait décrit une espèce de *Chytridium* découverte dans des Anguillules mortes, à laquelle il a donné le nom de *Chytridium zootonum;* mais n'ayant pu me procurer à Kazan l'article en question, je ne puis dire à quel point cet organisme ressemble à ceux que je viens de décrire.

EXPLICATION DE LA PLANCHE 3.

(Toutes les figures sont dessinées 450/1.)

1. *Chytridium endogenum* A. Br.

Fig. 1. Une partie d'*Anguillula* dont la cavité est remplie de *Chytridium endogenum*.

2. *Achlyogeton entophytum* Schenk.

Fig. 2. Un animal à l'intérieur duquel parasite l'*Achlyogeton entophytum*.

Fig. 3. L'*Achl. entophytum* sous l'aspect d'un filament divisé par des cloisons.

Fig. 4. L'*Achl. entophytum* âgé, pris de la partie du milieu du corps du ver.

Fig. 5. Première phase du développement d'*Achlyogeton endophytum*.

3. *Catenaria Anguillulæ* Sorok.

Fig. 6. Le mycélium du *Catenaria Anguillulæ*.

Fig. 7. Le filament du mycélium qui, rempli d'huile, se distingue de celui qui est représenté sous la figure 6 par sa largeur.

Fig. 8. Le filament du mycélium se gonfle.

Fig. 9. Un filament du mycélium divisé par des cloisons.

Fig. 10. Les renflements se transforment en sporange.

Fig. 11. Un cadavre d'*Anguillulæ* rempli de jeunes *Catenaria*. Dans la partie inférieure près de la queue, le parasite apparaît sous l'aspect de gros fils. A la suite du développement des parasites la forme du corps d'*Anguillula* a beaucoup changé.

Fig. 12-14. Les jeunes sporanges du *Catenaria*.

Fig. 15. Un sporange pareil à 7 h. 20 m.

Fig. 16. Le même sporange à 7 h. 27 m.

Fig. 17. Le même sporange à 7 h. 40 m.

(1) *Beitrag zur Kenntniss der Chytridiaceen* (Ferd. Cohn, *Beitr. zur Biologie d. Pflanzen*, zweiter Band. erste Heft, 1876, p. 79.

(2) *Monatsb. der Berlin. Acad.*, 1856, p. 591.

Fig. 18. Le même sporange à 7. h. 47 m.

Fig. 19. Le même sporange à 9 h. 45 m.

Fig. 20. Les spores mobiles qui viennent de sortir : *a-e*, la formation du cil ; *f*, deux spores sorties de l'ouverture ; *g*, trois spores ; *h*, un tas de spores après la sortie de l'ouverture.

Fig. 21-23. Sporanges vidés de *Catenaria*.

Fig. 24. Sporanges réunis par des isthmes.

Fig. 25. Un sporange avec un long cou.

Fig. 26-27. Les œufs d'un animalcule aquatique (*Rotatoria?*) remplis de *Catenaria*.

Fig. 28. Un œuf du même (?), sur lequel vit en parasite le *Catenaria*.

4. *Polyrhina multiformis* Sorok.

Fig. 29. *Anguillula* portant le *Polyrhina multiformis*.

Fig. 30. Le mycélium de *Polyrhina*, sur lequel, dans quatre endroits, commence la formation des pédicules qui porteront les sporanges.

Fig. 31-36. Des sporanges de différents âges et différemment disposés sur les pédicules.

Fig. 37. A gauche, se trouve un exemplaire de *Polyrhina* chez lequel les sporanges sont disposés par rangs ; à droite, se trouve un exemplaire sur l'extrémité duquel sont placés trois sporanges ; puis vient une cellule stérile (*b*), et enfin, dans *a*, on remarque les pédicules, qui portent les sporanges.

Fig. 38. La sortie des spores mobiles.

Fig. 39. Une partie du corps d'*Anguillula*, à l'intérieur duquel se sont développés des *Polyrhina* et le *Catenaria* (*c*).

5. *Achlyogeton* (?) *rostratum* Sorok.

Fig. 40. *Achlyogeton* (?) *rostratum* dans le corps d'un *Anguillula*.

Fig. 41-42. Des sporanges du même parasite, mais de différentes formes.

Fig. 43-44. Sporanges avec de longs cous.

Fig. 45. Un cadavre d'*Anguillula* avec toute une chaîne d'*Achlyogeton* (?) *rostratum*.

QUELQUES MOTS

SUR

L'*ASCOMYCES POLYSPORUS*

Par M. Nicolas SOROKINE.

De tous les Ascomycètes, ceux qui offrent le plus d'intérêt sont les *Ascomyces*, *Exoascus*, *Taphrina*, *Endomyces* et *Gymnoascus*. La structure de tous ces genres est très-simple, car ils consistent uniquement en sacs remplis de spores. Le mycélium peut exister (*Exoascus*, *Gymnoascus*, *Endomyces*), ne faire qu'apparaître sans poursuivre de développement ultérieur (*Taphrina*), ou bien manquer complétement (*Ascomyces*). Aucun perithecium n'existe réellement ici. Ce que M. Baranetzky appelle *pelote* (*Knäuelcken*) chez le *Gymnoascus* ne peut être en effet (comme il le remarque lui-même) qualifié de ce nom. Au point de vue physiologique, dit-il, ces pelotes peuvent être considérées comme représentant les périthèques, quoiqu'elles en diffèrent au point de vue morphologique (1).

Poursuivant l'histoire du développement de tous les organismes que je viens de nommer, en commençant par le phénomène de la formation des sacs, le phénomène lié à la fécondation ne peut être observé que chez le *Gymnoascus*, où, d'après la description de M. Baranetzky, il s'accomplit d'après le type commun aux Ascomycètes. Cet acte s'opère par conséquent sur les fils du mycélium, après quoi apparaissent les sacs (2). Mais chez les quatre autres genres rien qui puisse rappeler l'ascogonium, et le polinodium n'a pas encore été remarqué.

(1) *Entwick. des* Gymnoascus Reesii (*Bot. Zeit.*, 1872, p. 158) : « *Physiologisch können die knäuelchen als den Perithecien ziemlich analog betrachtet werden, wenn sie auch morphologisch davon verschieden sind.* »

(2) *Loc. cit.*, tab. III, fig. 3-23.

De tout ce qui a été dit, nous pouvons conclure que le *Gymnoascus* est le genre le plus parfait de tout le groupe (1).

Les organismes mentionnés se divisent en deux catégories : ceux du premier groupe se développent sur le fumier, ou bien sur des Champignons, par conséquent sur des parties mortes et décomposées des plantes : tels sont les *Gymnoascus* et *Endomyces*. Les autres sont de vrais parasites, qui naissent sur des feuilles fraîches ou sur les fruits, détruisent le tissu et occasionnent la mort des organes ; à ce dernier groupe appartiennent les *Taphrina*, *Exoascus* et *Ascomyces*.

Parmi les trois derniers genres, l'*Exoascus* est muni d'un mycélium très-développé qui s'insinue entre les intervalles des cellules, se dirige vers la surface de la feuille, et, se glissant entre la cuticule et les extrémités des cellules de l'épiderme, y forme des sacs octosporés. Chez l'*Endomyces* on remarque également un mycélium très-développé, qui pénètre tout le tissu de l'*Agaricus melleus* (2). Ce parasite a été longtemps considéré comme l'organe reproducteur (3) de l'Agaric annulaire ; on rencontrait en effet à la surface du Champignon le mycélium muni de sacs contenant chacun quatre spores.

Le *Taphrina* consiste, dans le jeune âge, d'après les recherches très-intéressantes de M. Magnus, en fils rameux qui passent entre la cuticule et les cellules de l'épiderme. Ces fils sont cloisonnés et forment par cela même des cellules disposées en chapelet. *Chaque cellule* commence à pousser dans deux directions contraires : s'allongeant en haut, elle déchire la cuticule et sort à la surface sous la forme de sac ; elle s'allonge également en bas et forme un rameau plus ou moins allongé, lequel

(1) Quant à la place que ces Champignons doivent occuper dans la systématique, plusieurs mycologues ne les regardent pas comme appartenant au même groupe. On rapporte l'*Exoascus* à celui des Phacidiacées (Fuckel, *Symb. mycol.*, 1869, s. 252 ; Rabenhorst, *Cryptogamen*, 1876, sect. I, *Pilze*). *Saccharomyces*, *Endomyces* (Rees), *Taphrina* et *Gymnoascus*. — M. Baranetzky trouve jusqu'à un certain point possible de les réunir en un seul groupe de *Gymnoasci*.

(2) Rees, *Bot. Untersuch. uber d. Alkoholgährungspilze*, 1870, p. 77.

(3) De Bary, *Bot. Zeit.*, 1859, p. 401, tab. XIII, fig. 20-21. — Tulasne, *Selecta Fungor. Carpol.*, III, fig. 61-62.

est précisément le germe du mycélium « ou un rameau rhizoïde » (*rhizoïder Forsatz*). Il se forme dans le sac une grande quantité de spores allongées (1).

Ainsi il existe entre le *Gymnoascus* et l'*Ascomyces* un passage progressif à peine sensible ; je trouve donc qu'il est inutile de placer l'*Exoascus* parmi les Phacidiées, et qu'il est plus régulier de réunir tous les genres mentionnés daus un seul groupe naturel, celui des *Gymnoasci*.

Cet été (1876), au mois de juin, j'ai remarqué sur les feuilles de l'*Acer tataricum*, planté dans notre jardin botanique, des parasites qui détruisaient fortement les feuilles fraîches et bien portantes de cet arbre.

On voit d'abord apparaître à l'envers de la feuille un point clair qui diffère du parenchyme environnant non-seulement par la couleur mate, mais par une sorte de velouté. Du côté opposé la feuille se gonfle plus ou moins. Peu à peu ces taches deviennent plus foncées (fig. 1, pl. 4), leur contour devient plus net, enfin toute la partie malade de la feuille finit par se détruire. Comme il y a toujours beaucoup de taches sur une même feuille, celle-ci se trouve parsemée de trous. Il faut remarquer, en outre, que les taches apparaissent seulement dans le parenchyme, entre les nervures de la feuille ; aussi peut-on voir très-distinctement les faisceaux vasculaires desséchés et tordus (fig. 2).

Si nous observons à l'aide du microscope la partie malade de la feuille, nous voyons la cuticule déchirée dans différents sens et les sacs oblongs faire saillie à la surface et se remplir d'une grande quantité de spores sphériques, incolores (fig. 3). Les taches peuvent se rencontrer (mais plus rarement) sur le pétiole.

Quant à l'histoire du développement du parasite que je viens de décrire, elle ne diffère en rien de ce que M. Magnus a observé chez l'*Ascomyces Torquinetii*.

Sur la coupe transversale de la partie malade de la feuille, on peut voir le contenu des cellules de l'épiderme devenu plus

(1) Magnus, *Ascomyces Torquinetii* (*Hedwig.*, 1874, p. 136). — Idem, *Zür Natürgeschichte der* Taphrina aurea (*Hedwig.*, 1875, p. 97).

épais et réfractant avec plus de force la lumière (fig. 4, 5, *a*). Puis nous remarquerons que ces cellules s'allongent en repoussant la cuticule; à leur extrémité, enfin, ne pouvant plus supporter cette pression, la cuticule et l'extrémité des cellules de l'épiderme se déchirent, et de cette ouverture sort une cellule délicate avec un contenu uniforme et brillant (fig. 5, *b'*).

Ainsi nous voyons que ce parasite n'est autre chose qu'une cellule pareille au *Synchytrium* qui vit aux dépens du protoplasma des cellules épidermiques. Mais, en se nourrissant, le parasite s'accroît très-rapidement, et ne pouvant tenir dans les petites cellules de l'épiderme dont il presse la partie supérieure (qui offre moins de résistance), il sort en déchirant la cuticule. Au commencement, les jeunes sacs, comme je viens de le dire, sont remplis de protoplasma assez uniforme; mais plus tard, à mesure que le sac s'allonge, on peut distinguer des gouttes brillantes oléagineuses plus ou moins grandes et des vacuoles dispersées çà et là. Enfin arrive le moment de la formation des organes reproducteurs (fig. 6, *a*, *b*).

Chez l'*Ascomyces Torquinetii*, chaque sac renferme huit spores, mais ici le protoplasma se divise en une grande quantité de petites spores, incolores et sphériques, qui, à la maturité, sortent du sac. Je n'ai pas aperçu de nucléus avant la formation des organes reproducteurs (fig. 7, 8, 9).

Si nous plaçons une coupe transversale de cellules renfermant le parasite dans la teinture d'iode bouillie au préalable dans de la potasse caustique, les membranes des jeunes sacs se teignent en gros bleu (fig. 13). Plus le parasite est jeune, plus cette nuance est foncée (?). Le protoplasma est alors de couleur brune avec un reflet jaunâtre. Mais si nous mettons des sacs plus âgés dans l'iode (après les avoir aussi bouillis dans la potasse), leurs membranes se divisent en deux couches : l'une intérieure, l'autre extérieure; la première se gonfle considérablement et déchire la seconde (fig. 14). La couche extérieure prend une légère nuance rose et violette, tandis que la couche intérieure reste incolore (1).

(1) Encore en 1868, pendant un voyage en Crimée, je recueillis, près du

Les spores sortent par l'ouverture qui se forme à l'extrémité du sac. Les sacs mûrs peuvent facilement se détacher des cellules de l'épiderme, qui rappellent alors des sortes de petits nids vides (fig. 9).

Les spores germent très-facilement dans une goutte d'eau, et produisent des petits rameaux filiformes, à l'extrémité desquels apparaissent des spores secondaires; mais alors les spores sphériques qui germent prennent une forme oblongue (fig. 11, *a*); ou bien, sans s'allonger, la spore détache sur sa surface de petits corps oblongs qui donnent, à leur tour, une quantité de rameaux courts et émoussés, ou un peu oblongs (fig. 11, *b*); enfin la spore donne quelquefois naissance à de longs rameaux qui commencent à former des bourgeons (fig. 11, *c*). Dans ces différents modes de germination on remarque la forte tendance vers la formation des bourgeons, mais non vers la formation des filaments. Nous remarquons la même chose chez l'*Exoascus*.

On peut en outre observer quelquefois encore la formation de bourgeons à l'intérieur des sacs, et alors le même parasite forme des spores oblongues en même temps que des spores sphériques (fig. 3). Enfin il sort parfois du sac, qui ne s'est pas encore déchiré, des filaments plus ou moins longs et divisés par des cloisons; chaque partie cloisonnée du filament produit une cellule oblongue (fig. 10). Mais il faut remarquer que cela arrive fort rarement.

Quoique je sois parvenu à communiquer cette maladie à des feuilles saines en répandant à leur surface des spores du para-

monastère de Saint-George (à 12 verstes de Sébastopol), plusieurs feuilles de Chêne dont la face inférieure était couverte de taches foncées. D'après les dessins qui se sont conservés depuis ce temps (malheureusement les feuilles elles-mêmes ont été perdues), ces taches dépendaient du développement dans l'épiderme des sacs avec de petites spores sphériques qui remplissaient en grande quantité les cavités des sacs. Sous l'action de l'iode et lorsqu'on avait fait bouillir les sacs dans la potasse, on voyait les membranes des jeunes parasites se colorer en bleu et celles des parasites âgés en rosâtre. On pouvait également voir le gonflement de la couche intérieure des membranes. A mon grand regret, je ne puis dire aujourd'hui si j'avais sous les yeux un *Ascomyces* ou un *Taphrina*.

site, je n'ai pu cependant saisir le moment où les spores pénètrent dans l'intérieur des cellules de l'épiderme.

Si nous comparons cet organisme à l'*Ascomyces Torquinetii*, la différence est facile à constater : notre parasite produit une quantité de spores, tandis que celui décrit par M. Magnus n'en présente que huit; par l'absence du rameau rhizoïde il diffère du *Taphrina*, chez lequel les organes reproducteurs se développent en masse. A cause de cela je qualifie cette espèce d'un nom spécial.

Grandeur des spores = 2,25 micr.

D'après ce qui précède, le groupe des *Gymnoasci* peut se diviser en GYMNOASCI :

A. *Sans mycélium; sans organes de fécondation; les spores forment des bourgeons en germant.*

1. Se développant dans les liquides fermentescibles :

Saccharomyces (*S. Cerevisiæ*, *ellipsoideus*, *conglomeratus*, *exiguus*, *Pastorianus*).

2. Se développant dans l'épiderme des plantes vivantes,

a. avec huit spores :

Ascomyces Torquinetii Westend. (*Taphrina alnitorqua* Tul.; *Exoascus Alni* de Bary) ;

b. avec une quantité de spores :

Ascomyces polysporus Sorok.

B. *Le mycélium se présente sous forme de rameau rhizoïde; sans organes de fécondation; germination des spores?*.

Se développant sous l'épiderme des plantes vivantes :

Taphrina (*T. aurea* Magn.), dans les feuilles du *Populus nigra* et sur les fruits du *Populus tremula* et *Populus alba*. Sur les deux dernières plantes le *Taphrina aurea* qui s'y développe offre des rameaux rhizoïdes plus développés que chez l'espèce qui apparaît sur le *Populus nigra*.

C. *Le mycélium est en forme de fils rameux, divisés par des cloisons.*

1. Sans organes de fécondation; en germant, les spores forment des bourgeons.

a. Se développant entre la cuticule et l'épiderme des plantes vivantes :

Exoascus (*E. Pruni* de Bary, sur les fruits de *Prunus* sp.).

2. Sans organes de fécondation.

a. Se développant sur les Champignons pourris :

Endomyces (*E. decipiens* Reess).

D. *Le mycélium se présente en fils rameux, divisés par des cloisons; les organes de fécondation sont connus* (*Ascogonium polynodium*). *En germant, les spores donnent naissance à des fils rameux.*

b. Se développant sur le fumier :

Gymnoascus (*G. Reesii* Barantzk.).

EXPLICATION DE LA PLANCHE 4.

(Les figures 1 et 2 sont dessinées de grandeur naturelle; la figure 3, 350/1, les autres, 450/1.)

Fig. 1. L'extrémité d'une branche de l'*Acer tataricum* avec ses feuilles malades.

Fig. 2. Une feuille de l'*Acer tataricum* toute malade.

Fig. 3. Une feuille avec *Ascomyces polysporus*, vue d'en haut.

Fig. 4. Coupe transversale d'une feuille malade : *a a*, cellules de l'épiderme avec le protoplasma brillant ; *b b*, cellules qui s'allongent en haut.

Fig. 5. *a a*, cellules avec le contenu brillant ; *b' b'*, cellules qui ont déchiré la cuticule et l'extrémité des cellules épidermiques.

Fig. 6. *a*, un jeune parasite dont la partie inférieure se trouve dans la cellule de l'épiderme ; *b*, un sac plus âgé séparé de la cellule de l'épiderme.

Fig. 7. Deux jeunes sacs dont le protoplasma commence à se grouper pour la formation des spores.

Fig. 8. Des sacs avec des spores formées.

Fig. 9. Les cellules de l'épiderme abandonnées par les sacs.

Fig. 10. Un sac du parasite dont les spores ont commencé à germer dans sa cavité et ont fait trois ouvertures dans la membrane du sac. L'un des filaments, provenu à la germination, s'est cloisonné et donne naissance à trois bourgeons oblongs.

Fig. 11. Plusieurs modes de formation des bourgeons : *a*, la formation des longs rameaux qui aboutissent par des spores secondaires ; *b b*, développement des bourgeons sans la formation des longs rameaux ; *c*, la spore germe dans deux endroits. Tout autour sont dessinées des spores qui ne germent pas.

Fig. 12. Les spores de l'*Ascomyces polysporus*.

Fig. 13. Trois jeunes sacs bouillis dans la potasse caustique et soumis à l'influence de l'iode.

Fig. 14. Trois sacs âgés, après la même manipulation.

RECHERCHES

AU SUJET

DES INFLUENCES QUE LES CHANGEMENTS DE CLIMATS

EXERCENT SUR LES PLANTES

Par MM. Ch. NAUDIN et RADLKOFER.

C'est une opinion généralement accréditée parmi les agriculteurs que nos Céréales ordinaires sont susceptibles de se modifier, en ce qui concerne leurs exigences de chaleur, pour s'adapter aux divers climats sous lesquels on les cultive, de telle sorte qu'une même espèce demande une moindre somme de chaleur pour croître et mûrir ses grains sous un climat septentrional que sous un climat plus méridional et plus chaud. Toutefois cette modification de ce que nous pourrions appeler le *tempérament* de la plante ne se ferait pas subitement ; elle arriverait par degrés et ne serait tout à fait sensible qu'au bout de quelques générations. En d'autres termes, la plante s'acclimaterait, mais sans qu'il y eût rien de changé dans ses caractères extérieurs de race ou de variété. De récentes expériences de M. Eugène Tisserand, rapportées par M. Marié-Davy dans le *Journal d'agriculture pratique* (n° du 24 août 1876), ne semblent pas laisser place au doute sur la réalité de ces modifications.

Mais ce qui est vrai pour les Céréales, plantes en quelque sorte artificielles et dont la domestication remonte, selon toute probabilité, aux temps antéhistoriques, l'est-il aussi pour les plantes demeurées à l'état sauvage et dont l'homme ne s'est jamais occupé? J'ai tenté de me renseigner sur ce point en organisant une expérience à laquelle j'ai demandé à M. le professeur

Radlkofer, directeur du Jardin botanique de Munich, de vouloir bien s'associer. Il s'agissait de cultiver simultanément à Collioure et à Munich un certain nombre de plantes sauvages communes aux deux pays, et qu'on pouvait y supposer indigènes ou tout au moins naturalisées de longue date, et cela en double série, pour mettre en regard les unes des autres, et dans des conditions parfaitement identiques, les plantes de chacune de ces deux localités. Nous fîmes donc échange de graines, M. Radlkofer m'adressant celles qu'il avait fait récolter à Munich, et moi lui envoyant celles des mêmes espèces mûries sous le ciel de Collioure. Les plantes auxquelles nous nous sommes arrêtés étaient : *Sonchus oleraceus*, *Capsella Bursa-pastoris*, *Calendula arvensis*, *Solanum nigrum*, *Malva silvestris*, *Daucus Carota* (sauvage), *Plantago major* et *Echium vulgare*. On verra, par ce qui va suivre, combien ces sortes d'expériences, en apparence si simples, sont au contraire troublées par des accidents imprévus qui tantôt les annihilent, tantôt en faussent ou en masquent les résultats.

Entre Collioure et Munich la différence de climat est grande. Collioure, située au bord de la mer, appartient au climat méditerranéen. La température annuelle, celle des saisons, le régime pluvial, l'illumination solaire, y sont à très-peu près les mêmes que sur la côte orientale de l'Espagne. Sept années d'observations météorologiques suivies me permettent d'en fixer très-approximativement la température moyenne de l'année à 14°,9. C'est un climat intermédiaire, sous ce rapport, entre celui de Lyon et celui d'Alger. La flore y est celle de la région méditerranéenne occidentale.

A Munich, dont l'altitude supra-marine est de 515 mètres, le climat est rude. D'après l'*Annuaire météorologique de Montsouris* (année 1876, p. 99), la moyenne annuelle est de 5°,79. Le mois de mai y correspond, par sa température (9°,3), à la seconde moitié du mois de février à Collioure. Par suite de l'altitude, l'air y est moins dense que dans cette dernière localité, la pression barométrique moins forte, et vraisemblablement aussi la lumière solaire plus fréquemment voilée par des nuages

et des brumes. A ces différences il faut ajouter une bien plus grande fréquence des pluies pendant la saison chaude et une plus grande humidité de l'air plus forte et plus persistante.

Voyons d'abord les résultats de l'expérience faite à Collioure. Je rappelle que les plantes étaient distribuées, sur une même planche de terrain, en deux séries parallèles : d'un côté, celles qui étaient originaires de la localité ; de l'autre, celles qui venaient de Munich. Pour les deux séries, les conditions de la culture : nature du sol, chaleur, illumination solaire, pluie et arrosages, ont été absolument identiques. Toutes ces plantes ont été semées le 15 février 1876, et pour toutes aussi l'expérience a été arrêtée le 20 juin. Dans cet intervalle de cent vingt-six jours, le total des sommes de température a été de 1728 degrés, se décomposant ainsi : 170°,05 du 15 février au 28 ; 335°,25 pour le mois de mars ; 380°,45 pour avril ; 467°,55 pour mai, et 374°,85 pour les vingt premiers jours de juin.

A. — *Cultures de Collioure ; tous les semis ont été faits le 15 février 1876.*

I. — CALENDULA ARVENSIS.

Plantes de Collioure.

La germination commence le 23 février et se continue les jours suivants. Toutes les plantes restent chétives ; leurs tiges filiformes ne se ramifient pas. La floraison, commencée le 27 avril, est à son maximum du 18 au 25 mai, et les graines mûrissent dans la première quinzaine de juin. Le 20 de ce mois je choisis les vingt plus fortes plantes du lot pour les mesurer et les peser ; leur taille moyenne est de 0m,16, et leur poids total de 9 grammes. Le résultat aurait été tout autre si les graines avaient été semées à l'époque normale, c'est-à-dire à la fin de l'été de l'année précédente.

Plantes de Munich.

La germination commence le 22 février et se continue les jours suivants. Les plantes se développent avec rapidité et vigueur et deviennent très-fortes, comparativement à celles de l'autre lot. La floraison commence aussi le 27 avril, et les graines mûrissent de même dans la première quinzaine de juin. Le 20 du mois, les vingt plus fortes plantes ont, en moyenne, 0m,35 de hauteur ; elles sont pourvues de nombreux rameaux, et leur poids total est de 69 grammes. Les plantes des deux lots ont donc marché du même pas, mais celles de Munich ont donné un poids d'herbe plus de sept fois supérieur à celui des plantes de l'autre lot.

II. — Sonchus oleraceus.

Plantes de Collioure.

La germination, commencée le 2 mars, se continue les jours suivants. Les plantes sont très-inégales en développement, mais toutes croissent avec une certaine vigueur. La floraison se fait graduellement dans le courant de mai, et beaucoup de capitules ont mûri leurs graines au 20 juin. A ce moment les douze plus fortes plantes pèsent 77 grammes, et leur hauteur moyenne est de $0^m,63$, ce qui est, à peu près, leur taille normale.

Plantes de Munich.

La germination ne commence que le 2 avril, c'est-à-dire un mois plus tard que dans le lot correspondant. Les plantes se développent lentement et inégalement, et restent toujours assez chétives. Cependant elles fleurissent très-peu de temps après celles de l'autre lot et mûrissent en partie leurs graines. Au 20 juin, les douze plus fortes pèsent 43 grammes, et leur hauteur moyenne est de $0^m,28$. Leur développement total n'est donc approximativement que la moitié de celui des plantes de l'autre lot.

III. — Capsella Bursa-pastoris.

Plantes de Collioure.

A partir du 2 mars, les germinations deviennent très-nombreuses et les plantes se développent avec rapidité. La floraison commence le 27 avril, et déjà beaucoup de capsules répandent des graines mûres à la fin de mai. Le 20 juin, les quatorze plus fortes plantes du lot pèsent, ensemble, 12 grammes, et leur hauteur moyenne est de $0^m,38$. Ce lot est donc en avance de près d'un mois sur celui des plantes de Munich. avec un poids d'herbe un peu plus que double.

Plantes de Munich.

La germination ne commence qu'au 25 mars, c'est-à-dire vingt-trois jours plus tard que dans l'autre lot; elle est très-inégale; il paraît même que la moitié au moins des graines semées ne germe pas. Toutes les plantes restent extrêmement chétives, et c'est seulement le 15 mai que se montrent les premières fleurs. Quelques capsules mûrissent dans la première quinzaine du mois suivant. Au 20 juin, les quatorze plus fortes plantes de ce lot pèsent 5 grammes, et leur hauteur moyenne est de $0^m,19$. Ce lot présente donc une grande différence en moins, comparé à l'autre.

IV. — Solanum nigrum.

Plantes de Collioure.

La germination est extrêmement inégale et jette des doutes sur le résultat de l'expérience. Une seule graine lève le 3 mars et produit une forte plante qui fleurit abondamment dans les derniers jours de mai. Elle est haute alors de $0^m,45$, et largement ramifiée. Les premiers fruits mûrissent du 10 au 20 juin. A cette dernière date on trouve que d'autres graines, en petit nombre, ont levé, mais les plantules n'ont encore qu'une ou deux feuilles développées.

Plantes de Munich.

La germination n'a lieu qu'au 15 mars, et cela pour une seule graine, qui donne une plante extrêmement débile et dont la croissance est fort lente. Le 20 juin, sa hauteur totale est de $0^m,20$, et sa tige filiforme n'a produit aucune ramification. Cependant, toute misérable qu'elle est, on doit la considérer comme arrivée à l'état adulte, attendu qu'elle porte deux petites inflorescences, et, sur l'une d'elles, un fruit arrivé à moitié grosseur.

V. — Daucus Carota (sauvage).

Plantes de Collioure.	*Plantes de Munich.*
La germination a lieu du 3 au 8 avril. Les plantes se développent assez lentement ; toutefois, au 20 juin, quelques-unes ont formé des tiges de 5 à 7 centimètres de hauteur, mais où l'ombelle n'est pas encore apparente.	La germination est contemporaine de celle de l'autre lot, mais les plantes marchent un peu plus lentement encore que dans ce dernier. Au 20 juin, aucune n'est encore caulescente. A part ce détail, la différence est peu sensible entre les deux lots.

VI. — Malva silvestris.

Plantes de Collioure.	*Plantes de Munich.*
Malgré le grand nombre de graines semées, une seule plante lève le 3 avril. Cette plante unique, dont la croissance est excessivement lente, ne porte que cinq feuilles au 20 juin, et sa tige filiforme, sans ramifications, n'a pas plus de 7 centimètres de hauteur. A ce moment, on trouve trois autres jeunes plantes fraîchement sorties de terre et qui n'ont encore que les cotylédons.	La germination commence le 1er mars et se continue jusqu'à la fin du mois. Toutes les plantes sont vigoureuses et marchent rapidement. Le 20 juin, ce lot forme une touffe dense, feuillue et très-verte, dans laquelle se trouvent beaucoup d'individus hauts de 15 à 18 centimètres et sur le point de fleurir. La différence entre les deux lots est extrême, et toute en faveur des plantes de Munich.

L'*Echium vulgare* et le *Plantago major* n'ont pas donné de résultat : le premier, par suite d'un accident qui a fait disparaître les quelques plantes provenant du semis ; le second, par défaut total de germination.

Voyons maintenant les résultats des cultures faites à Munich, sur les mêmes plantes, par les soins de M. Radlkofer.

Les semis ont eu lieu le 4 mai, et l'expérience a été forcément terminée le 31 octobre, par suite de l'abaissement de la température qui, depuis quelques jours, était déjà trop faible pour stimuler la végétation. Les plantes ont d'ailleurs péri, dès les premiers jours de novembre, par le fait de la neige et de la gelée (— 3°,0 le 2 ; — 5°,6 le 5, et — 4°,6 le 6).

Du 4 mai au 31 octobre, c'est-à-dire en cent quatre-vingt un jours, la somme totale de la chaleur atmosphérique a été de 2716 degrés d'après les relevés météorologiques que m'a transmis M. Radlkofer. C'est un total considérable et probablement peu ordinaire sous le climat de Munich, mais qui peut s'expliquer par le fait d'un été exceptionnellement chaud, ou,

ce qui me semble plus probable, par l'abritement, naturel ou artificiel, du lieu où les plantes ont été cultivées. Je trouve en effet, dans les notes météorologiques de M. Radlkofer, les moyennes suivantes pour les six mois qu'a duré l'expérience, savoir : 9°,57 pour les vingt-huit jours de mai (du 4 au 31) ; 17°,31 pour juin ; 19°,14 pour juillet ; 18°,78 pour le mois d'août ; 13°,80 pour le mois de septembre, et 10°,93 pour celui d'octobre : ce sont, à très-peu près, les températures des mêmes mois à Paris. D'après l'*Annuaire de Montsouris*, les moyennes normales, à Munich, seraient seulement de 12°,75 en juin ; de 13°,64 en juillet ; de 13°,0 en août ; de 9°,46 en septembre, et de 6°,30 en octobre. Quoi qu'il en soit, la somme totale de la chaleur reçue par les plantes cultivées à Munich a dû dépasser d'environ 988 degrés celle que les mêmes espèces ont reçue à Collioure du 15 février au 20 juin.

B. — *Cultures de Munich, du 4 mai au 31 octobre.*

I. — CALENDULA ARVENSIS.

Plantes de Munich.	*Plantes de Collioure.*
La germination commence le 16 mai et se continue les jours suivants. Le 20 juin, les plantes ont en moyenne 14 à 15 centimètres de hauteur. Le 21, la floraison est générale, et les premières graines sont mûres vers le 15 juillet. La floraison et la fructification continuent tout l'été et ne s'arrêtent que lorsque les plantes sont tuées par le froid aux premiers jours de novembre.	La germination commence le 17 mai, c'est-à-dire qu'elle a lieu en même temps que dans l'autre lot. Au 20 juin, les plantes sont au même degré d'avancement et de même taille. La floraison paraît cependant en avance de deux jours sur celle de l'autre lot. Du reste, même marche de la végétation, qui ne cesse qu'à la destruction des plantes. On peut dire qu'elle a été identique des deux côtés.

II. — SONCHUS OLERACEUS.

Plantes de Munich.	*Plantes de Collioure.*
La germination commence le 21 mai ; elle est générale le 29, et les premières feuilles se montrent le 31. Le 4 juillet, les plantes, qui ont alors six à huit feuilles développées, ont, en moyenne, 9 centimètres de hauteur. Les premières fleurs apparaissent le 13 du même mois, et la floraison est générale le 15. Les plantes continuent à fleurir et mûrir des graines jusqu'aux gelées.	La germination, commencée le 19 mai, devient générale le 26. Les deux lots marchent d'abord sensiblement du même pas, mais bientôt les plantes de Collioure prennent le dessus. Au 4 juillet elles ont, en moyenne, dix feuilles développées, et 22 centimètres de hauteur. Les premières fleurs se montrent le 10 juillet, et les plantes de ce lot, comme celles de l'autre, fleurissent et mûrissent des graines jusqu'aux gelées.

III. — Capsella Bursa-pastoris.

Plantes de Munich.

La germination, commencée le 23 mai, est générale le 11 juin. Les premières fleurs s'ouvrent le 15 juillet, et quelques capsules sont mûres le 25 août. Toutes ces plantes sont médiocrement développées, et à partir du 28 août elles dépérissent. Du 4 mai au 31 août, elles ont reçu 1963 degrés de chaleur.

Plantes de Collioure.

Germination nulle.

IV. — Solanum nigrum.

Plantes de Munich.

La germination commence le 8 juin et se continue les jours suivants, jusqu'au 5 juillet. Sur les plantes les plus avancées, la floraison commence le 19 juillet, et les premiers fruits mûrissent vers le 20 août. Continuation de la floraison et de la maturation des fruits jusqu'aux gelées, qui font périr les plantes.

Plantes de Collioure.

Ce lot est d'abord en avance de plusieurs jours sur l'autre. La germination, commencée le 23 mai, se continue les jours suivants. Première fleur ouverte le 20 juillet; premiers fruits mûrs le 27 août, par conséquent plus tard de sept jours que dans l'autre lot. Les plantes continuent à fleurir et à fructifier jusqu'aux gelées du commencement de novembre. Sauf dans les premiers jours, les deux lots ont marché à peu près du même pas.

V. — Daucus Carota (sauvage).

Plantes de Munich.

La germination commence le 17 mai. Les premières feuilles apparaissent le 7 juin. Les plantes, devenues caulescentes et mesurées le 6 juillet, ont en moyenne 24 à 25 centimètres de hauteur; mais quatre seulement, dans le nombre, fleurissent et forment leurs graines. Cette floraison, commencée le 2 août, est générale le 29, et les plantes ont alors 36 centimètres de hauteur. Celles qui n'ont pas fleuri tendent à devenir bisannuelles.

Plantes de Collioure.

La germination commence le 19 mai, et les plantes se développent plus lentement que celles de l'autre lot. Au 6 juillet, leur hauteur n'est encore que de 12 centimètres. La floraison est aussi plus tardive : elle ne commence que le 23 août; mais bientôt toutes ces plantes s'éveillent de leur torpeur et elles ne tardent pas à dépasser celles de l'autre lot. Au 29 août, leur hauteur est de 53 centimètres, et elles continuent à fleurir et à former des graines jusqu'aux gelées de novembre.

VI. — Echium vulgare.

Plantes de Munich.

Point de floraison. Les plantes n'ont formé que des rosettes étalées sur le sol. Elles sont franchement bisannuelles.

Plantes de Collioure.

Les jeunes plantes ont péri, sans cause connue, peu après la germination. Le semis aurait dû être fait avant l'hiver.

VII. — Plantago major.

Plantes de Munich.	*Plantes de Collioure.*
Les graines n'ont pas germé.	Germination à partir du 8 juin. Le 16, les premières feuilles apparaissent. Au 15 septembre, commencement de la floraison, qui se continue jusqu'aux gelées de novembre.

VIII. — Malva silvestris.

Plantes de Munich.	*Plantes de Collioure.*
La germination, commencée le 17 mai, devient générale le 26. Les premières feuilles apparaissent le 6 juin. Les plantes continuent à se développer, mais elles n'avaient pas encore fleuri à l'arrivée des gelées de novembre.	La germination n'arrive que le 14 juin, c'est-à-dire plus d'un mois après celle de l'autre lot, encore ne donne-t-elle qu'une seule plante, dont la première feuille s'est montrée le 16 juin. Cette plante continue à se développer, et, semble-t-il, avec une vigueur croissante, mais sans fleurir.

Cette expérience n'a pas donné les résultats que j'en attendais ; elle est d'ailleurs défectueuse sous divers rapports, principalement par l'irrégularité de la levée des graines. Telle qu'elle est cependant, je crois qu'on est en droit d'en tirer les conclusions suivantes : 1° Que la provenance relativement septentrionale d'une graine n'entraîne pas nécessairement pour la plante qui en sortira plus de précocité que pour celle qui aura mûri sous un climat plus chaud, et, par conséquent, que le fait observé sur les Céréales ne peut pas être généralisé. 2° Que les plantes venues de graines récoltées sous le climat le plus chaud peuvent croître plus rapidement et avec plus de vigueur, sous ce même climat, que les plantes provenues d'un climat plus froid (ex. : *Sonchus oleraceus*, *Capsella Bursa-pastoris*, *Solanum nigrum*, dans la culture de Collioure ; *Sonchus oleraceus*, *Daucus Carota*, dans la culture de Munich). 3° Que le contraire peut aussi avoir lieu pour certaines espèces, c'est-à-dire que les graines mûries dans le pays le plus froid peuvent donner des plantes plus fortes et plus vigoureuses que celles du pays le plus chaud, lorsqu'elles sont semées dans ce

dernier pays (*Calendula arvensis*, *Malva rotundifolia*, dans la culture de Collioure). 4° Que le dépaysement des graines et des plantes, soit du nord vers le sud, soit du sud vers le nord, peut amener des modifications notables dans leur développement, tantôt en augmentant, tantôt en diminuant leur vigueur, ainsi qu'on le voit d'une manière si frappante sur le *Calendula arvensis* et le *Malva rotundifolia*, dans les cultures de Munich et de Collioure. 5° Enfin, que les graines tirées du pays le plus méridional et semées dans le pays le plus froid donnent quelquefois des plantes plus vivaces et plus développées qu'elles ne le seraient dans leur propre pays, lorsqu'elles y sont semées tardivement. C'est ce que nous montrent le *Calendula arvensis* et le *Daucus Carota*, dont les graines, tirées de Collioure, donnent de meilleurs résultats à Munich qu'à Collioure. Le contraire aurait pu se produire si, dans cette dernière localité, les graines avaient été semées en automne au lieu de l'être à la fin de l'hiver.

Si peu que disent ces expériences, elles nous montrent du moins combien sont complexes les influences qui agissent sur la vie des plantes et quelles difficultés on trouve à en démêler les effets. Dans celles dont je viens de donner le résumé, nous n'avons tenu compte que de la chaleur atmosphérique, et même seulement considérée d'une manière générale, et en faisant abstraction de ses variations diurnes et nocturnes. Une étude complète du sujet devrait embrasser, outre ces variations, la température du sol, dont l'effet est si considérable, l'illumination solaire, l'humidité atmosphérique, la quantité d'eau pluviale et les doses d'ammoniaque et de nitrates que cette eau aurait fournies aux plantes. Cela même ne suffirait pas : il faudrait y ajouter l'observation des aptitudes très-diverses dans les races ou les variétés d'une même espèce à se laisser influencer par ces causes extérieures. Ce seraient là de très-longues études et qui exigeraient un outillage compliqué et un personnel nombreux, tels qu'il n'en existe encore que dans un petit nombre d'observatoires météorologiques. Réduits à nos seules ressources, M. Radlkofer et moi, nous avons dû nous

contenter de ce que nous avions sous la main et chercher à tout hasard, au risque de ne rien trouver. Mais c'est là le sort de beaucoup d'expériences, dont le résultat final ne compense pas, pour leurs auteurs, la peine et la dépense qu'elles ont coûtées. Elles ne sont cependant pas inutiles, d'abord parce qu'elles ouvrent quelquefois des aperçus nouveaux qui sollicitent l'attention de l'observateur et provoquent de nouvelles recherches, ensuite parce qu'en découvrant la cause des échecs éprouvés, elles indiquent une meilleure voie à suivre, et préparent par là des tentatives plus heureuses.

DE

L'ABSORPTION DE L'EAU PAR LES RACINES

DANS SES RAPPORTS AVEC LA TRANSPIRATION

Par M. Julien VESQUE.

I

INTRODUCTION.

1° La transpiration des végétaux, dont l'étude avait été singulièrement négligée, exerce aujourd'hui la sagacité et la patience d'un grand nombre de physiologistes : en effet, il faut reconnaître dans ce phénomène une des causes actives de l'ascension de la séve dans le corps ligneux des végétaux aériens.

La plupart des expériences qui ont eu la transpiration pour objet conduisent à considérer cette fonction comme dépendant uniquement des influences physiques environnantes, et à écarter complétement la possibilité d'une transpiration en quelque sorte active, de nature vitale et purement physiologique (1). Est-ce à dire qu'il ne puisse pas exister une émission d'eau indépendante des agents physiques? Évidemment non. Il est très-possible que dans certains cas l'eau poussée avec force s'écoule par les feuilles, ou qu'il s'en produise par voie chimique, sorte d'excrétion en relation avec quelque combi-

(1) Les récents travaux de M. Wiesner (*Ueber den Einfluss des Lichts und der strahlenden Wärme auf die Transpiration*) nous ont appris que l'action de la lumière, qui seule semblait indiquer un phénomène profondément biologique, repose sur la transformation des rayons lumineux en rayons calorifiques par la chlorophylle. Ce sont les rayons correspondant aux bandes d'absorption de la matière verte qui sont ainsi transformés. Après cette belle découverte, il n'est plus possible de voir dans la transpiration *proprement dite* autre chose qu'un phénomène purement physique.

naison chimique compliquée. Mais quelle qu'en soit la provenance, cette eau sera à l'état liquide. La transpiration ne commence qu'après l'excrétion; ce sont deux phénomènes distincts qu'il importe de ne pas confondre.

La manière dont la poussée ascendante de l'eau et sa production chimique d'un côté, et la transpiration de ce liquide d'un autre côté, sont équilibrées dans l'organisme végétal est, à mon avis, un sujet d'études digne des soins les plus minutieux, et doit contribuer à l'intelligence des manifestations les plus importantes de la vie végétale.

Quand on coupe au printemps la branche d'un arbre, on voit de l'eau s'écouler par la section : l'équilibre ordinaire est rompu. Il monte dans le tronc plus de séve qu'il ne peut s'en évaporer dans les feuilles, l'eau coule à l'état liquide.

Quand, au contraire, le soleil de juillet darde ses rayons sur les plantes enracinées dans un sol desséché, les cellules des feuilles perdent une partie de leur eau de constitution, la turgescence habituelle disparaît et les plantes *penchent la tête*. Autre rupture d'équilibre : l'eau s'évapore plus vite qu'elle n'arrive par la tige. Si cet état continue et que la dessiccation des parois cellulaires dépasse une certaine limite, la cellulose perdra ses propriétés d'imbibition et de capillarité, et la plante sera perdue.

2° Il paraît donc bien évident que nous avons dans l'absorption et dans la transpiration deux sujets d'étude bien différents et dont il s'agit d'élucider les rapports.

Dans les cas ordinaires, l'absorption de l'eau par les racines, et la poussée de ce liquide vers le sommet de la plante, serait en retard sur la transpiration, si elle n'en était pas une fonction. Par suite de l'évaporation superficielle, l'appel d'eau se propage de proche en proche jusqu'aux vaisseaux, et produit dans ces réservoirs un vide qui s'ajoute à la force d'endosmose pour soulever l'eau dans le bois (1).

(1) La force P dans la formule de Poiseuille se compose, dans le cas qui nous occupe, d'au moins deux termes : la force osmotique et la succion produite par la transpiration. Dans ses expériences sur le mouvement de l'eau d'imbibition

L'influence de la transpiration sur l'absorption de l'eau par les racines est très-grande, et pour cette raison sans doute on a souvent confondu ces deux fonctions. Hales déjà parle constamment de l'eau que les plantes « tirent et transpirent ». Qu'il me soit permis de citer une de ses expériences qui se rapproche du procédé que j'ai adopté moi-même (1). « La Menthe, dit-il, est » une plante qui végète très-bien dans l'eau. Je voulus obser- » ver quelle quantité d'eau elle tirerait et transpirerait le jour » et la nuit, selon que le temps serait sec ou humide, et pour » cela je cimentai une Menthe dans un siphon d'un quart de » pouce de diamètre.

» Je remplis d'eau le siphon; la plante en tira assez dans un » jour de mars pour la faire baisser d'un pouce et demi, etc. »

Depuis bien des auteurs ont étudié la transpiration en observant l'absorption de l'eau (2). Il ne peut exister que deux moyens de déterminer les quantités d'eau évaporée; c'est de la recueillir, comme le faisait M. Dehérain, procédé qui oblige malheureusement d'opérer dans l'air saturé, ou de peser la plante avant et après l'expérience, comme l'a fait récemment encore M. Wiesner.

3° Dans le présent mémoire je m'occupe à déterminer les quantités d'eau absorbée en faisant varier l'intensité de la transpiration. L'absorption augmente-t-elle dans la même mesure que la transpiration? Les courbes de ces deux fonctions sont-elles semblables? En quoi diffèrent-elles? Quel est l'effet des changements de la température?

Toutes ces questions étant parfaitement délimitées, ce travail se divise nettement en plusieurs chapitres.

dans le bois et dans la membrane cellulaire, M. Wiesner (*Sitzungsber. d. k. k. Akad. d. Wissenschaften in Wien*, 1875, t. LXXII) ne produit les mouvements du liquide qu'à l'aide de la transpiration. — Voyez, à ce sujet, Nægeli et Schwendener, *Das Mikroskop.*, (2e édit., p. 384, Leipzig, 1877), et mes propres *Recherches anatomiques et physiologiques sur la structure du bois* (*Ann. des sc. nat.*, 6e série, t. III, p. 359).

(1) Hales, *la Statique des végétaux*, trad. franç., 1779, p. 22.

(2) Eder, *Sitzgsb. der Akad. d. Wiss. Wien*, 1875, p. 24, et *Annales agronomiques*, t. II, p. 614.

III. Dans une première série d'expériences, je détermine l'influence de chacune des feuilles d'un Topinambour sur l'absorption de l'eau par la section de la tige.

IV. Influence des changements de la température de l'atmosphère des feuilles sur l'absorption de l'eau par les racines.

V. Relations entre l'absorption et la température de l'atmosphère.

Dans toutes ces expériences, la plante a été maintenue dans une obscurité presque complète. Quant à l'état hygrométrique, j'ai opéré, soit dans l'air saturé, soit dans l'air aussi sec que possible.

II

DESCRIPTION DES APPAREILS EMPLOYÉS.

1. La plante est enracinée dans un tube de verre d'environ 10 centimètres de long sur 15 millimètres de diamètre intérieur, représenté figure 2, planche 5, à gauche de la figure principale. L'ouverture inférieure de ce cylindre est fermée par un bouchon de liége (1) percé de deux trous, dont l'un reçoit un thermomètre gradué au dixième de degré, et l'autre un robinet A qui permet l'arrivée de l'eau d'un flacon M disposé à une hauteur convenable.

L'extrémité supérieure du tube est fermée par un bouchon de caoutchouc traversé par un tube fin de cristal B, coudé deux fois et horizontal dans la plus grande partie de sa longueur.

Le même bouchon est disposé de manière à recevoir la tige de la plante dans un trou percé à l'avance. Voici comment je procède, après bien des tâtonnements, à cette opération délicate. Avec un rasoir bien effilé et mouillé, je pratique dans le

(1) Les bouchons de caoutchouc, dont l'emploi est généralement si commode, ne se sont pas montrés sans inconvénient dans mon appareil, à cause de leur élasticité. Il suffisait de toucher le plus légèrement possible au robinet A pour observer dans le tube B un changement de volume considérable, et, circonstance plus fâcheuse encore, le ménisque ne revient pas toujours à la même place après ce léger trouble.

bouchon une fente longitudinale allant de la circonférence jusqu'au trou. La surface intérieure de celui-ci, ainsi que les deux lèvres de la fente, sont fondues superficiellement à l'aide d'une tige de fer et d'un couteau chauffés modérément. Il suffit ensuite d'introduire la tige de la plante bien séchée à travers la fente et de la coucher soigneusement dans la cavité cylindrique. Le caoutchouc fondu, refroidi, adhère admirablement à l'épiderme, et la fente elle-même se ferme avec une perfection qui ne laisse rien à désirer. Généralement je recouvrais les parties externes du bouchon, sans toucher à la plante, d'un enduit de cire à cacheter, non pour le rendre plus imperméable, mais pour lui ôter autant que possible son élasticité.

Quant au tube B, il devait être cylindrique pour les expériences destinées à me fournir seulement des quantités relatives et non des chiffres absolus; dans ce cas je me contentais d'une graduation arbitraire en degrés d'égale longueur.

Pour la détermination des quantités absolues, il m'était permis d'être moins sévère dans le choix du tube que j'étais obligé de jauger. Après l'avoir bien lavé et séché, j'y introduisais une colonne quelconque de mercure que je faisais glisser dans le tube en marquant de distance en distance les longueurs généralement inégales qu'elle y occupait. Ensuite je pesais ce mercure dans une capsule tarée. P étant le poids du mercure, son volume était $\frac{P}{D}$, valeur qui me donnait en millimètres cubes ou en milligrammes la quantité d'eau comprise entre deux de ces divisions. Un petit calcul permettait ainsi de graduer en divisions de volume égal le tube le plus irrégulier; il suffisait de mesurer la longueur de chacune des divisions primitives correspondant à m milligramme d'eau : soit l cette longueur, $\frac{l}{m}$ sera, dans cette région du tube, la longueur qui correspondra à un milligramme d'eau.

Les erreurs auxquelles m'exposait ce procédé, erreurs que le lecteur n'aura pas de peine à apprécier, y compris celles qu'entraînaient les changements de température, étaient absolument négligeables dans mes expériences.

Le cylindre C, avec le système radiculaire de la plante, était

disposé dans une espèce de cloche renversée N pleine d'eau pour empêcher autant que possible les changements de température dans le tube C. Le plus souvent j'immobilisais l'eau en y plongeant de la ouate; on obtient ainsi une enveloppe qui garantit admirablement contre les changements de température (1). Cependant, dans bien des cas, cet avantage de l'immobilité de l'eau est compensé par celui de voir à chaque instant ce qui se passe dans le tube central, et surtout de veiller à ce qu'aucune bulle de gaz n'apparaisse dans le tube. C'est là un accident fâcheux qui se présente assez souvent; il s'agit alors d'expulser le gaz, opération du reste très-aisée quand on a eu soin de disposer le tube B de manière à recueillir facilement les bulles; il suffit alors d'ouvrir le robinet A pour voir le gaz s'échapper par B.

Les parties aériennes de la plante sont mastiquées dans une allonge D fermée en haut par un bouchon qui porte un ou deux thermomètres (2) et un tube ouvert aux deux bouts, fermé seulement à ses deux extrémités par de petits tampons de coton. Ce tube a pour but de maintenir dans l'allonge la pression atmosphérique, quelle que soit la température de l'air; les petits bouchons de coton suffisent pour empêcher une circulation d'air suffisamment forte pour altérer, soit la température, soit l'état hygrométrique de l'atmosphère confinée.

L'allonge tout entière est logée dans une grande cloche E renversée dont elle traverse la douille F. Cette cloche, remplie d'eau ordinaire jusqu'au niveau du bouchon de l'allonge, repose sur un trépied de bois. Un tube de verre H amène dans l'eau un courant de vapeur qu'on peut régler et interrompre à l'aide du robinet I. Grâce à cette disposition, il est facile d'élever la température de l'eau de la cloche au degré voulu. La vapeur est produite dans une bouteille de fer placée sur un

(1) En ceci, et pour plusieurs autres difficultés, je me suis laissé guider par les excellents conseils de M. Lippmann.

(2) Je me servais souvent de deux thermomètres, dont un à boule noircie et l'autre protégé contre le rayonnement direct par un petit cylindre de papier blanc.

fourneau et dont le bouchon est traversé par trois tubes : le premier muni d'un robinet en communication avec l'extérieur; le second bifurqué, conduisant au robinet I, et plongeant par son autre branche également fermée par un robinet dans un grand bocal plein d'eau qui sert à l'alimentation ; le troisième, enfin, terminé par un manomètre.

Le fourneau avec la chaudière est disposé à une assez grande distance de l'appareil pour ne pas troubler les résultats ; de plus j'ai interposé un écran traversé par le tube H (1).

A l'état de repos, le robinet A restait ouvert et l'eau s'écoulait constamment goutte à goutte par le tube B. Je me servais, pour l'alimentation de la plante, d'eau distillée additionnée d'une très-faible quantité de chlorure de potassium, de sulfate d'ammoniaque ou d'azotate de potasse et d'azotate de chaux. Il est essentiel de laisser l'allonge D ouverte dans les intervalles des expériences ; l'humidité permanente de l'atmosphère ne tarderait pas à exercer une influence funeste sur la plante.

Toutes mes expériences ont été faites à l'obscurité. Pour cela je recouvrais la cloche E d'une toile noire, ou j'opérais la nuit, après m'être assuré qu'il n'existe pas de périodicité dans les fonctions des racines, indépendante des conditions physiques extérieures. Dans ce dernier cas, la plante n'était éclairée que par la faible lumière diffuse provenant d'un bec papillon.

Causes d'erreur. — Le cylindre C avec son tube capillaire B fonctionne évidemment comme thermomètre d'autant plus sensible que la boule est plus grande et le tube B plus fin. Dans tous mes appareils, la dilatation de l'eau correspondant à une élévation de température d'un degré faisait marcher le ménisque d'une longueur égale à plusieurs milligrammes d'eau. C'est une erreur redoutable que j'ai cherché à éviter en maintenant le vase autant que possible à la même température, et en rejetant toutes les expériences pendant lesquelles le thermomètre *t* avait indiqué un changement de température. La cer-

(1) Dans mes dernières expériences tout l'appareil de chauffage était disposé en dehors du laboratoire, et la vapeur était amenée par un tube qui traversait le mur.

titude n'était pas encore absolue de cette manière, quoique es lectures du thermomètre gradué au dixième de degré eussent été faites au cathétomètre, qui permettait aisément d'apprécier un cinquantième de degré. La température de l'eau dans le tube C n'était pas la même à différents niveaux, mais à ce mal il n'y avait pas de remède. Je me suis borné à maintenir autour du tube C une température de 0 degré en l'entourant de glace fondante, dans les expériences où l'élévation de température était le plus à craindre.

Une autre cause d'erreur résulte de l'effort que la plante doit exécuter pour faire mouvoir le ménisque dans le tube B. Pour la réduire à un minimum, il fallait simplement renoncer à une trop grande sensibilité, en choisissant des tubes d'un diamètre intérieur assez grand, d'un tiers de millimètre par exemple, ou au-dessus : dans un tube pareil, la pression de quelques centimètres d'eau fait marcher le ménisque avec rapidité, et je ne pense pas que les résultats soient en aucune manière altérés (1). Il est presque superflu d'ajouter qu'il faut avant tout éviter la présence de bulles d'air dans le tube capillaire.

2. Pour un certain nombre d'expériences qui n'exigeaient pas une sensibilité aussi grande, je me suis servi d'un appareil plus simple qui me dispensait de mastiquer la plante. Celle-ci était enracinée dans un tube à entonnoir cylindrique dont la tige était deux fois recourbée à angle droit; le niveau de l'eau était à peu près le même dans les deux branches verticales; dans la plus petite j'avais fixé une aiguille légèrement graissée pour qu'elle ne se rouillât pas au contact de l'eau, de manière à affleurer de bas en haut le ménisque de l'eau. Un viseur placé à quelque distance, et dont l'oculaire était garni d'un micromètre, permettait de suivre les écarts entre le ménisque et la pointe de l'aiguille. L'évaporation de la surface libre de l'eau

(1) Dans un tube d'un tiers de millimètre de diamètre, une colonne d'eau pesant un milligramme occupe une longueur qui dépasse un centimètre. Généralement je ne cherchais pas une sensibilité aussi grande et j'étais d'autant plus sûr de la pureté de mes résultats.

était empêchée par un tampon de coton aussi serré que possible autour du collet de la plante. Je ne pouvais pas me servir d'huile, comme on l'a souvent fait avec succès, parce que ce liquide n'aurait pas manqué de changer les conditions capillaires entre le verre et l'eau.

Supposons qu'au commencement de l'expérience le niveau de l'eau dans la petite branche de mes vases communicants ait affleuré rigoureusement la pointe de l'aiguille; celle-ci ne tardait pas à émerger, et il fallait verser dans l'appareil une petite quantité d'eau pour rétablir l'affleurement. C'est cette eau que je mesurais à l'aide d'une burette capillaire, fixée verticalement et graduée en centigrammes d'eau. Cette burette était bifurquée à la base : l'une des branches, fermée par un robinet, plongeait par une pointe étirée dans l'entonnoir, à côté de la plante ; l'autre, également munie d'un robinet, communiquait avec un flacon plein d'eau, dont le goulot était surmonté d'une poire de caoutchouc. En comprimant cette poire et en ouvrant le robinet, je pouvais remplir facilement la burette de bas en haut. Ceci fait, et l'œil au viseur, j'ouvrais le robinet d'écoulement jusqu'à ce que l'affleurement fût rétabli, et je lisais sur la burette combien j'avais versé d'eau (1).

Cet appareil mesure facilement un centigramme d'eau ; il convient très-bien pour les plantes qu'on mastiquerait difficilement dans un bouchon, comme les Monocotylées, par exemple, soit qu'il y ait un trop grand nombre de tiges, soit que celles-ci restent enveloppées dans des gaînes de feuilles (2).

(1) Le micromètre oculaire du viseur permettait d'apprécier rapidement, sans avoir recours à toute cette longue et délicate opération, l'eau absorbée dans des intervalles très-courts. J'avais gradué, pour ainsi dire, le micromètre en mesurant la quantité d'eau qu'il fallait verser pour équilibrer un écart d'une division micrométrique entre le ménisque et la pointe ; ce procédé, un peu grossier, ne pouvait servir toutefois qu'à condition que le ménisque ne se fût pas éloigné beaucoup de l'axe optique de la lunette.

(2) La limite de la sensibilité de cet instrument n'est pas dans la difficulté de mesurer l'eau ; rien ne serait plus aisé que d'évaluer même des quantités inférieures à un milligramme ; mais ce qui oppose une barrière infranchissable à des recherches plus minutieuses, c'est que les parois de verre des vases communicants ne restent que rarement parfaitement mouillées ; la surface de

C'est le premier décrit de ces deux appareils qui a servi au plus grand nombre d'expériences.

Avant d'entamer la question principale, j'ai jugé à propos d'éprouver mon appareil en cherchant à confirmer le fait bien connu que les jeunes feuilles transpirent plus activement que les feuilles âgées.

III

RELATION ENTRE LA TRANSPIRATION ET L'AGE DES ORGANES AÉRIENS.

Le procédé que j'ai suivi est en peu de mots le suivant : Une sommité de Topinambour (*Helianthus tuberosus*) est mastiquée dans le tube C bien rempli d'eau. J'enlève successivement les feuilles de ce rameau, et j'observe, après chacune de ces petites opérations, la différence de l'absorption, qui exprime évidemment *la part que la transpiration de chacune de ces feuilles prend dans l'absorption de l'eau* par la section de la tige (1).

Pour cette opération, je me suis servi d'un rasoir très-effilé; l'emploi de tout autre instrument entraînerait nécessairement une compression du pétiole, qui se traduirait immédiatement dans le tube B par un ralentissement suivi d'une accélération. Même en se servant du rasoir, on observe parfois des accélérations inusitées qui sont dues, je ne crains pas de le dire, à quelque rupture d'équilibre dans le système capillaire aéro-aqueux de la tige (2).

Les expériences ont été faites dans une très-grande salle, à la lumière diffuse, le ciel étant couvert et les stores de toile

l'eau est alors complétement irrégulière, et l'on n'est plus certain que l'eau ajoutée pour rétablir l'affleurement soit la même que celle que la plante a absorbée.

(1) J'évite de dire que cette différence est précisément égale à la quantité d'eau qu'évaporait chacune de ces feuilles avant l'amputation. Je crois cependant que, dans le cas spécial d'un rameau coupé, ces deux chiffres ne doivent pas différer beaucoup l'un de l'autre.

(2) J'ai déjà relevé un fait du même genre dans les *Recherches anatomiques et physiologiques sur la structure du bois* (*Annales des sciences naturelles*, 6e série, t. III, p. 364).

grise étant baissés; la température moyenne était de 16 degrés; elle est descendue lentement de 17 à 15 degrés.

L'état hygrométrique de l'air n'a pas été noté; il est à présumer, vu les dimensions de la salle, qu'il n'a changé que par suite de l'abaissement de la température.

Je résume dans le tableau ci-dessous les résultats de l'une des deux expériences, du reste parfaitement concordantes, que j'ai faites, l'une en retranchant les feuilles dans un ordre ascendant, l'autre en procédant de haut en bas.

TABLEAU N° 1.

Influence de l'âge des feuilles sur la transpiration.

Numéro d'ordre des feuilles enlevées.	Surface des feuilles enlevées.	Eau absorbée par minute (centigr.)	Différence avec le chiffre précédent	Eau absorbée en moins par centim. de feuille enlevée, en 1/10 de milligr.	Observations.
		13,50			
1, 2, 3, 4	101	13,20	0,30	2,97	Quatre feuilles enlevées.
5, 6	64	12,90	0,30	4,68	Deux Feuilles enlevées.
7, 8	64	12,60	0,30	4,68	Id. id.
9, 10	70	12,45	0,15	2,14	Id. id.
11	42	12,00	0,45	10,71	
12	56	11,70	0,30	5,35	
13	64	11,40	0,30	4,68	
14	66	10,95	0,45	6,82	
15	76	10,72	0,23	3,02	
16	72	10,65	0,07	0,97	
17	79	10,50	0,15	1,89	
18	87	10,35	0,15	1,72	
19	87	10,20	0,15	1,72	
20	90	10,20	0,00	0,00	
21	109	10,05	0,15	1,37	
22	100	9,90	0,15	1,50	
23	125	9,75	0,15	1,20	
24	123	9,60	0,15	1,22	
25	113	9,45	0,15	1,33	
26	105	9,30	0,15	1,42	
27	106	9,00	0,30	2,83	
28	120	8,85	0,15	1,25	
29	125	8,85	0,00	0,00	
30	125	9,00	0,15	1,20	
31	86	8,70	0,30	3,48	
32		8,55	0,15		Feuille rongée par un insecte.
33		8,25	0,30		
34		7,95	0,30		

La première colonne renferme les numéros d'ordre des feuilles enlevées de *haut en bas;* la deuxième, la surface de ces feuilles (les deux faces) ; la troisième, l'eau absorbée par le rameau après chacune des opérations, évaluée en centigrammes. La quatrième contient les différences en centigrammes entre deux observations consécutives, différences qui expriment à peu près l'activité transpiratoire de chacune des feuilles. Enfin, dans la cinquième colonne, ces chiffres sont rapportés à une même surface d'un centimètre carré. Pour éviter les trop longues fractions décimales, j'exprime ces nouvelles quantités en dixièmes de milligramme.

Ces expériences prouvent que le rapport qui semble si naturel entre la surface et la transpiration est complétement masqué par des influences d'un autre ordre, parmi lesquelles il faut compter en première ligne l'âge de la feuille. C'est un fait connu depuis longtemps que les jeunes feuilles transpirent plus activement que les feuilles âgées. Mes expériences prouvent de plus que ce ne sont pas les plus jeunes qui transpirent le plus activement, mais qu'il y a un maximum qui tombe, dans l'expérience dont je viens de rapporter les résultats, sur la onzième feuille.

Pour exposer ces mêmes résultats d'une manière synoptique, je construis deux courbes dont l'une exprime la transpiration de chacune des feuilles par centimètre carré, et l'autre la surface de ces mêmes feuilles. Pour les deux courbes les abscisses sont les numéros d'ordre des feuilles, et les ordonnées respectivement la transpiration (1) et la surface des feuilles.

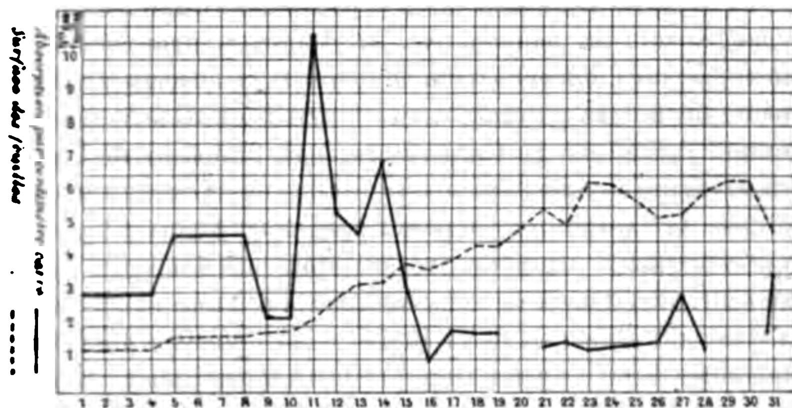
Quand on écarte, par la pensée, les irrégularités de ces deux courbes, on remarque aisément qu'en allant des feuilles supérieures aux plus âgées, les deux courbes cheminent pendant quelque temps dans le même sens. *La transpiration augmente rapidement avec la surface;* mais, à partir de la onzième feuille, elle diminue, quoique la surface augmente encore; enfin, vers la dix-septième feuille, elle devient à peu

(1) Toujours avec la même réserve que la transpiration peut différer un peu de l'absorption.

près stationnaire ; la surface augmente toujours jusqu'à la vingt-troisième feuille (1).

Courbe n° 1.

Relations entre la transpiration et l'âge des feuilles.



IV

DE L'EFFET DES CHANGEMENTS DE LA TEMPÉRATURE DE L'ATMOSPHÈRE SUR L'ABSORPTION.

A. — Température ascendante.

1. Quelques expériences préliminaires m'avaient appris que les changements *rapides* de température exercent sur le phénomène de l'absorption un effet tout opposé à celui qu'on devait en attendre. *Toute élévation rapide de la température de l'atmosphère diminue l'absorption de l'eau par les racines ;* cette dépression persiste aussi longtemps que la température continue d'augmenter. Lorsque celle-ci devient stationnaire, l'absorption s'accroît rapidement et prend une valeur fixe que je me propose d'étudier dans le chapitre suivant.

(1) J'ai cru devoir omettre dans ces courbes les zéros et les valeurs négatives du tableau n° 1. Je les attribue à plusieurs causes d'erreur, et notamment au changement de la température. L'erreur n'est pas assez forte pour infirmer le résultat de l'expérience.

Réciproquement, l'abaissement de la température agit d'une manière opposée, il active l'absorption de l'eau par les racines; lorsque la température vient à s'arrêter dans sa marche descendante, l'absorption diminue rapidement et prend une valeur constante pour cette nouvelle température.

La plante a, pour ainsi dire, le pouvoir de réagir contre les changements de température. M. Wiesner, dans son beau mémoire sur l'influence de la lumière et de la chaleur rayonnante sur la transpiration, arrive à des résultats analogues en faisant varier non la température, mais l'intensité de l'éclairage. Quand on transporte une plante de l'obscurité à la lumière diffuse, la transpiration ne prend pas immédiatement l'énergie qui correspond aux nouvelles conditions physiques; et inversement, quand on observe la transpiration d'une plante qu'on a soustraite à l'action de la lumière, on obtient d'abord des quantités d'eau évaporée trop fortes; la transpiration diminue progressivement, et finit par arriver à une valeur stationnaire (1).

Pour la température, il y a mieux : non-seulement l'absorption de l'eau ne prend pas tout de suite une intensité fixe correspondant à la nouvelle température, mais il se produit d'abord un effet inverse. Il est évident qu'il ne faut pas confondre ici l'absorption de l'eau avec la transpiration; pour cette dernière fonction on observera tout au plus un retard de la transpiration sur la température, comme M. Wiesner l'a vu à propos de la lumière (2).

A quoi faut-il attribuer la diminution de l'absorption pendant l'augmentation de la température? La plante renferme une atmosphère confinée dont la pression augmente nécessairement quand on élève la température et s'oppose à l'aspiration de l'eau. Les mouvements des gaz ne sont que très-lents

(1) M. Wiesner attribue ce retard de l'action de la lumière au temps qu'il faut aux tissus intérieurs pour s'échauffer, les rayons lumineux étant transformés par la chlorophylle en rayons calorifiques.

(2) Il serait fort intéressant de comparer directement l'absorption à la transpiration; mais des difficultés matérielles, dont il est facile de se rendre compte. s'opposent jusqu'à présent à la réalisation de ce projet.

dans la plante, et l'équilibre de pression ne peut se rétablir qu'au bout d'un certain temps, même en supposant que les stomates largement ouverts donnent une issue à l'excès de gaz (1).

Il est possible d'imiter artificiellement l'effet d'un abaissement de température en diminuant la pression de l'atmosphère des feuilles, mais d'une quantité assez faible pour ne pas activer notablement la transpiration.

Mon appareil se prêtait facilement à cette nouvelle expérience; il suffisait d'ajouter à l'allonge D un nouveau tube coudé deux fois à angle droit et plongeant verticalement dans un verre rempli de mercure. En aspirant l'air par le tube O à l'aide d'une machine pneumatique, on voyait le mercure monter dans le tube vertical. La pression de l'air dans l'allonge était celle de l'atmosphère diminuée de la colonne de mercure soulevée.

Pendant ces expériences la pression barométrique et la température sont restées assez constantes pour être négligées.

Voici les chiffres obtenus :

TABLEAU Nº 2.

Effets de la raréfaction de l'air extérieur sur l'absorption de l'eau par les racines (graduation arbitraire).

HEURES	NUMÉROS de la graduation	DIFFÉRENCE	DIVISIONS absorbées par minute
10 h 31 m.	31		
32	31,5	3,5	3,5
	On diminue la pression de 5 centimètres de mercure.		
33	40	5,5	5,5
	La pression est égale à l'atmosphère, moins 8 centimètres.		
34	45	5,0	5,0
	On laisse rentrer l'air.		
35	48	3,0	3,0
37	58	9,0	4,5
49	118	61,0	5,0

(1) Je ne crois pas qu'il soit prouvé que l'atmosphère méatique et celle des vaisseaux communiquent entre elles et subissent solidairement les mêmes changements de pression. Je ne connais aucun travail anatomique de ce genre.

Dans les conditions ordinaires l'absorption était de 3,5 divisions par minute; après avoir diminué la pression extérieure de 5 centimètres, elle s'est élevée à 5,5; une nouvelle diminution de 3 centimètres n'a pas augmenté l'absorption. A dix heures trente-quatre minutes j'ai subitement laissé rentrer l'air; l'absorption est tombée à trois, mais elle s'est promptement relevée à 5 divisions.

Remarquons d'abord que la marche de l'absorption pendant cette expérience, qui n'a duré en tout que dix-huit minutes, est telle qu'on ne peut pas attribuer l'effet produit à la seule augmentation de la transpiration. A part cette dernière cause qui n'a peut-être pas été sans influence, je crois pouvoir interpréter cette expérience de la manière suivante. Quand on fait le vide dans l'atmosphère, il se communique à l'intérieur de la plante, l'absorption augmente; en laissant rentrer l'air brusquement, la plante s'aplatit, s'écrase; mais, en raison de l'élasticité de ses tissus, elle revient peu à peu à son premier volume; le vide s'y est maintenu, l'air n'a pas pu rentrer par les stomates (1).

Quoi qu'il en soit, cette expérience m'a confirmé dans mon opinion que l'effet des changements de température peut s'expliquer par la dilatation et la contraction des gaz à l'intérieur de la plante.

2. Passons maintenant aux expériences mêmes qui m'ont servi à déterminer l'effet des changements de température dans l'air sec.

Quant à la pression des gaz, le désaccord est complet entre les auteurs, et semble indiquer qu'il faut rechercher s'il n'y a pas deux atmosphères bien délimitées dans la plante.

(1) Si ce raisonnement est exact, il peut être considéré comme une confirmation des idées émises par M. Barthélemy dans son intéressant *Mémoire sur la circulation des gaz dans les végétaux* (*Ann. sc. nat.*, 5e série, t. XIX, p. 151). J'ai essayé d'observer directement les mouvements des stomates pendant les changements de pression, mais les résultats que j'ai obtenus me semblent trop incertains pour être rapportés. Presque toujours je n'ai vu que l'immobilité la plus parfaite (*Sedum spectabile*). Peut-être y a-t-il des différences, sous ce rapport, d'une plante à l'autre. M. Wiesner en cite quelques exemples à propos de l'éclairage. Il faut faire de la physiologie comparée, comme l'a fort bien dit M. Barthélemy dans sa récente note publiée dans les *Comptes rendus*.

J'ai opéré sur un Lierre parfaitement enraciné dans le tube C. L'atmosphère D avait été séchée avant l'expérience, et pendant toute sa durée j'ai maintenu dans cette petite allonge trois creusets de porcelaine remplis de chlorure de calcium concassé et suspendus à différentes hauteurs au bouchon de l'allonge.

La plante a été maintenue à l'obscurité; la pression, grâce au tube O imparfaitement bouché avec de petits tampons de coton, était celle de l'atmosphère.

Après avoir observé l'absorption à 17°,3, j'ai élevé graduellement la température de l'air de la cloche E. En évitant de chauffer trop vite, l'allonge D reste à peine à quelques dixièmes de degré au-dessous de la température ambiante; il n'y a donc pas de rayonnement calorifique à craindre.

J'ai fait une lecture par minute, sauf une seule fois où il s'est écoulé deux minutes entre les deux lectures successives.

TABLEAU N° 3.

Absorption de l'eau par les racines pendant que la température de l'atmosphère s'élève.

HEURES.	TEMPÉRATURE (degrés centigrades).	NUMÉROS de la division.	NOMBRE de divisions absorbées.	DIVISIONS absorbées par minute.
1 h. 43 m.	17,3	4,5		
44	17,3	13,0	8,5	8,5
45	17,3	20,0	7,0	7,0
46	17,4	28,0	8,0	8,0
47	17,5	35,0	7,0	7,0
48	17,8	43,0	8,0	8,0
49	18,0	50,0	7,0	7,0
50	18,2	57,0	7,0	7,0
51	18,5	63,5	6,5	6,5
52	18,7	70,0	6,5	6,5
53	19,1	76,5	6,5	6,5
54	19,5	83,0	6,5	6,5
56	20,5	95,5	12,5	6,25
57	20,8	101,0	5,5	5,5
58	21,0	108,0	7,0	7,0
59	21,2	114,0	6,0	6,0
2 h. 0 m.	21,4	120,0	6,0	6,0
1	21,5	127,0	7,0	7,0
2	21,6	134,5	7,5	7,5
3	21,7	141,0	6,5	6,5
4	21,75	148,0	7,0	7,0
5	21,8	154,0	6,0	6.0
6	21,85	161,5	7,5	7,5
7	21,85	169,0	7,5	7,5
8	21,9	176,0	7,0	7,0
9	21,9	182,5	6,5	6,5
10	21,95	189,5	7,0	7,0
11	22,0	197,0	7,5	7,5
12	22,0	205,0	8,0	8,0
13	22,0	212,0	7,0	7,0
14	22,0	219,0	7,0	7,0
15	22.0	227,0	8,0	8,0
16	22,0	235,0	8,0	8,0
17	22,0	243,0	8,0	8,0

La première inspection de ce tableau apprend que la marche des absorptions a été inverse de celle de la température. Ce n'est que vers la fin de l'expérience, où la température est restée stationnaire pendant cinq minutes, que l'absorption recommence franchement à s'élever.

Cependant ce tableau n'est que l'expression d'un phénomène

complexe ; il sera facile de rendre l'effet des changements plus évident en construisant, à l'aide de ces mêmes données, un tableau dans lequel nous inscrirons à côté des absorptions non pas les températures, mais simplement les augmentations de température exprimées en dixièmes de degré. De cette manière nous aurons le nouveau tableau suivant :

TABLEAU N° 4.

Absorptions comparées aux augmentations de la température.

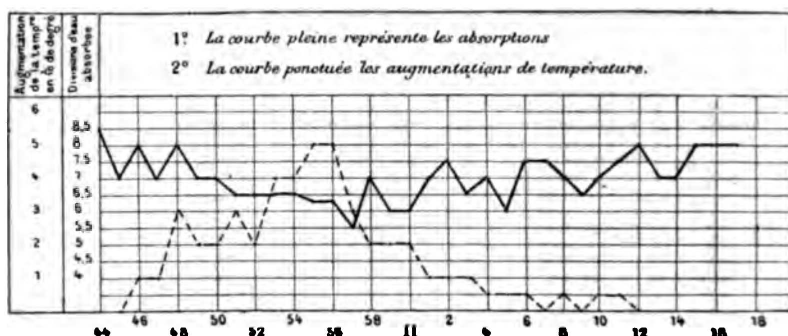
HEURES.	AUGMENTATION de la température en 1/10 de degré.	ABSORPTION. Nombre des divisions.	HEURES.	AUGMENTATION de la température en 1/10 de degré.	ABSORPTION. Nombre des divisions.
1 h. 43 m.	0		2 h. 1 m.	1	7
44	0	8,5	2	1	7,5
45	0	7	3	1	6,5
46	1	8	4	0,5	7
47	1	7	5	0,5	6
48	3	8	6	0,5	7,5
49	2	7	7	0	7,5
50	2	7	8	0,5	7
51	3	6,5	9	0	6,5
52	2	6,5	10	0,5	7
53	4	6,5	11	0,5	7,5
54	4	6,5	12	0	8
56	10 (5)	(6,25)	13	0	7
57	3	5,5	14	0	7
58	2	7	15	0	8
59	2	6	16	0	8
2 h 0 m	2	6	17	0	8

Malgré la courbe nécessairement ascendante des absorptions pour des températures de plus en plus élevées, mais prises chacune à l'état stationnaire, on voit dans ce tableau que les plus faibles absorptions correspondent, avec un léger retard, aux plus fortes augmentations de température. A une heure cinquante-six et cinquante-sept minutes j'ai enregistré un accroissement de température de 5 dixièmes de degré par minute ; deux minutes après, j'ai observé le minimum d'absorption. Vers deux heures, la température ne s'est plus accrue que de 1 à 2 dixièmes par minute ; aussitôt l'absorption est arrivée à une

moyenne de sept divisions. Pour plus de clarté, construisons deux courbes en prenant pour abscisses communes les minutes, et pour les ordonnées respectivement les divisions d'eau absorbée et les accroissements de la température exprimés en dixièmes de degré :

Courbe n° 2.

Comparaison entre les absorptions et les accroissements de la température.



Le tracé de ces deux courbes est tellement éloquent, que je puis me dispenser de m'appesantir davantage sur des explications. On voit immédiatement :

1° Que la configuration générale de la courbe des absorptions est l'inverse de celle des augmentations de la température ; que, par conséquent, le fait de l'augmentation de la température produit une diminution de l'absorption.

2° Que les petites oscillations dans l'augmentation de la température impriment même des mouvements analogues à la courbe des absorptions.

3° Que la courbe des absorptions est généralement un peu en retard sur celle des augmentations de la température.

Pendant ces expériences, du reste de courte durée, la température de l'eau du vase C n'a pas changé ; cependant il me restait encore quelques inquiétudes à ce sujet, et je n'avais pas à ma disposition de meilleur moyen que d'entourer ce tube de glace fondante.

J'ai pris soin d'abaisser la température des racines à 0 degré

quelque temps avant de commencer l'expérience. Il était à présumer que le refroidissement des racines ne produirait pas un effet immédiat sur l'absorption, mais que l'équilibre rompu ne se rétablirait que peu à peu.

J'ai commencé les lectures au moment où les absorptions étaient devenues uniformes.

Les résultats obtenus de cette manière sont réunis dans le tableau ci-dessous, qui peut se passer de commentaire. Ils confirment entièrement ceux auxquels j'étais arrivé sans prendre la précaution de maintenir les racines à une température absolument constante.

TABLEAU N° 5.

HEURES	TEMPÉRATURE de l'air.		NUMÉROS de la division	DIFFÉRENCES	DIVISIONS absorbées par minute.		OBSERVATIONS.
3 h. 53 m.	18,6		75				
54	18,6		90	15	15		
55	18,5	18,5	103	13	13	14,2	
56	18,4		118	15	15		
57	18,4		132	14	14		
4 h 5 m.	18,1		23	11	11		J'ai laissé descendre la température, mais pendant ces lectures elle est restée la même.
6	18,1		34	11	11		
7	18,0	18,5	46	12	12	10,8	
8	18,0		56	10	10		
9	18,0		67	11	11		
10	18,1		77	10	10		
11	18,15		87				Température ascendante.
12	18,3		96	9	9		
13	18,6		104	8	8		
14	18,8		112	8	8		
15	19,1		123	11	11		
16	19,2		132	9	9		
17	19,4		142	10	10		
18	19,6		152	10	10		
19	19,65		163	11	11		
22	19,9		4,5				
23	20,0		14	9,5	9,5		
25	20,1		32	18	9		
26	20,15		39	7	7		
30	20,2		76	37	9,2		
34	20,3		113	37	9,2		
37	20,4		137	24	8		
40	20,4		161	24	8		

B. — **Température descendante.**

On n'est pas maître de la température décroissante comme on l'est en chauffant l'eau de la cloche E, à moins de mêler l'eau chaude que renferme ce récipient avec de l'eau froide, opération peu commode pendant des expériences de si courte durée. Le plus souvent je me suis borné à chauffer l'appareil d'abord et à laisser la température descendre spontanément.

Dans une expérience du 15 janvier 1877, la température initiale de l'atmosphère des feuilles était de 35°,5. Les racines étaient maintenues à une température ordinaire constante par les moyens que j'ai indiqués au commencement de ce mémoire. Aussitôt que la température a commencé à s'abaisser, l'absorption s'est accrue d'une manière tout à fait exagérée, et elle s'est maintenue ensuite à une hauteur presque égale pendant dix minutes, quoique la température fût descendue notablement de 35°,5 à 32°,2. A partir de ce point, elle a diminué lentement; à 28°,2, elle était de 40 divisions. Il est curieux de rapprocher ce chiffre de celui qui correspond à la même température, mais pendant la période d'échauffement; il est situé entre 7 et 8 divisions (1)!

Il n'est pas difficile maintenant de tracer une image fidèle des fluctuations de l'absorption pendant un changement de température quelconque. Supposons que la température s'élève d'abord pour redescendre ensuite. Pendant la première phase, l'absorption, sollicitée par deux forces opposées, pourra se comporter d'une manière différente suivant que l'une ou l'autre de ces forces l'emporte. Elle pourra franchement diminuer si l'élévation de température est rapide, si le changement est compris dans des limites qui exercent encore peu d'influence sur la transpiration. Dans le cas contraire, l'absorption aug-

(1) J'ai également observé l'absorption pendant la période d'échauffement de l'appareil. Il y a eu une lutte très-manifeste entre les deux effets opposés; de sorte que l'absorption est restée à peu près la même entre 19 et 30 degrés, et égale, en moyenne, à 7 divisions; une demi-heure plus tard, la température étant de 35 degrés, l'absorption était montée à 35 divisions.

mente d'activité, mais elle est loin d'atteindre aux chiffres qui correspondent réellement à ces températures, chacune prise comme stationnaire. Le summum d'absorption ne correspond pas au maximum de température; quoique celle-ci descende, l'absorption augmente d'une manière exagérée et n'arrive à son maximum que beaucoup plus tard; elle diminue ensuite lentement en fournissant encore longtemps des chiffres bien supérieurs à ceux qui correspondent aux mêmes températures, chacune prise séparément et supposée constante.

Non-seulement il y a un retard dans la production de l'effet physiologique, comme M. Wiesner l'a démontré pour la lumière, mais il existe une réaction active qui peut surélever l'absorption à une énergie supérieure à celle qui correspond au maximum de température atteint.

Je fais suivre le tableau qui renferme les chiffres des expériences du 15 janvier.

Le tube capillaire portait une graduation arbitraire. Le sujet de l'expérience était une bouture de Lierre enracinée depuis longtemps dans le tube C. Les feuilles étaient maintenues dans l'air sec et à l'obscurité.

TABLEAU N° 6.

Absorption pendant l'élévation et l'abaissement de la température des feuilles.

HEURES.	TEMPÉRATURE.	NUMÉROS de la division.	DIFFÉRENCES.	NOMBRE de divisions absorbées par minute.	OBSERVATIONS.
2 h. 36 m.	19,0	49			
40	19,2	75	26	6,5	
42	19,4	89	14	7	
45	19,7	107	18	6	
49	20,0	131	24	6	
51	20,9	143	12	6	La température s'élève très-rapidement, souvent presque d'un degré par minute, et, quoique l'absorption du Lierre augmente rapidement à ces températures, elle reste stationnaire pendant cet échauffement rapide.
53	21,7	155	12	6	
55	23,0	169	14	7	
56	23,5	175	6	6	
57	24,1	181	6	6	
59	25,6	193	12	6	
3 h. 0 m	26,4	201	8	8	
1	27,0	207	6	6	
2	27,8	214	7	7	
3	28,5	221	7	7	
4	29,4	229	8	8	
5	30,3	236	7	7	
6	31,2	244	8	8	
8	32,3	263	19	9,5	A partir de ce moment j'arrête l'arrivée de la vapeur; la température s'élève beaucoup plus lentement et l'absorption augmente.
3 h. 10	33,3	34			
13	34,4	85	51	17	Augmentation de température de 2 à 3 dixièmes par minute.
15	34,8	120	35	17,5	
17	35,0	165	45	22,5	
18	35,2	188	23	23	Augmentation de température d'un demi-dixième par minute.
20	35,3	237	49	24,5	
22	35,4	36			Température stationnaire; l'absorption augmente rapidement (*).
24	35,4	86	50	25	
27	35,4	174	88	29	
29	35,5	234	60	30	Températ. absolument stationnaire; l'absorption n'augmente plus que très-peu pendant dix minutes; les petites irrégularités tantôt en plus, tantôt en moins, indiquent qu'elle est arrivée à sa valeur réelle, que j'ai du reste retrouvée un peu inférieure plus tard.
30	35,5	270	36	36	
33	35,5				
34	35,5	33	33	33	
35	35,5	67	34	34	
36	35,5	103	36	36	
37	35,5	137	34	34	
38	35,5	175	38	38	
39	35,5	212	37	37	
40	35,5	248	36	36	

(*) Je n'ose presque pas faire remarquer au lecteur que pendant 3 minutes (3 h. 24), la température étant stationnaire, la plante a augmenté l'absorption de 4 divisions, tandis qu'à 3 h. 27, le thermomètre étant monté d'un dixième de degré (5), l'augmentation n'a été que d'une seule division, pour revenir à 6 divisions un instant après, la température étant fixe.

Heures.	Température.	Numéros de la division.	Différences.	Nombre de divisions absorbées par minute.	Observations.
3 h. 43 m.	35,4	13			La température commence à descendre. L'absorption a augmenté encore.
44	35,3	53	40	40	
45	35,3	90	37	37	
46	35,3	128	38	38	
47	35,3	168	40	40	
48	35,3	208	40	40	
50	35,3	3			
53	35,3	129	126	42	
55	35,3	214	85	42,5	
4 h. 6 m.	34,8	2			
7	34,7	45	43	43	La température descend; l'absorption augmente toujours.
8	34,7	90	45	45	
9	34,6	133	43	43	
10	(*)	182	49	49	
11	34,5	222	40	40	
12	34,4	267	45	45	
22	34,0	8			
23	33,9	53	45	45	L'absorption augmente encore, mais moins. Les deux effets opposés commencent à s'équilibrer.
24	33,8	97	44	44	
25	33,7	141	44	44	
26	33,7	187	46	46	
27	33,6	232	45	45	
28	33,5	10			
30	33,4	100	90	45	
32	33,3	190	90	45	
43	32,7	13			
44	32,6	54	41	41	Période de lutte. Les moindres influences se font sentir dans un sens ou dans l'autre : c'est une espèce d'équilibre instable.
45	32,5	101	47	47	
47	32,4	189	88	44	
50	32,3				
51	32,3	45	45	45	
52	32,3	92	47	47	
53	32,2	137	45	45	
58	31,7	9			La diminution de la transpiration l'emporte enfin définitivement sur la contraction de l'air dans la plante; l'absorption diminue.
59	31,6	49	40	40	
5 h 0 m.	31,4	92	43	43	
1	31,3	133	41	41	
2	31,1	176	43	43	
3	31,1	216	40	40	
5	30,4	3			
6	30,3	44	41	41	

(*) Un petit accident étant survenu, je n'ai pas observé le thermomètre. Les absorptions 43 et 49 [illegible] pas [illegible] plus. Pour bien faire, il faudrait prendre la moyenne de ces deux chiffres, [illegible] l'un corrige l'autre.

Heures.	Température.	Numéros de la division.	Différences.	Nombre de divisions absorbées par minute.	Observations.
5 h. 7 m.	30,2	85	41	41	
8	30,1	128	43	43	
9	30,0	170	42	42	
11	29,6				
12	29,4	38	38	38	
13	29,3	79	41	41	
14	29,2	119	40	40	
15	29,1	159	40	40	
17	28,9	2			
18	28,9	42	40	40	
19	28,8	80	38	38	
20	28,7	120	40	40	
21	28,7	159	39	39	
28	28,3			40	Moyenne de cinq observations; durée, 4 minutes.
34	28,0			37	Deux observations; durée, 4 minutes.
41	27,6			39	Deux observations; durée, 4 minutes.
49	27,0			36	Trois observations; durée, 5 minutes.
56	26,5			35	Deux observations; durée, 4 minutes.
6 h. 5 m.	26,0			32	Trois observations; durée, 6 minutes.
14	25,0			31	Deux observations; durée, 7 minutes.

Comparons maintenant les absorptions que j'ai observées pendant que la température augmentait à celles qui correspondent aux températures descendantes.

Pour ne pas reproduire un long tableau qui ne renfermerait aucun résultat nouveau, je prends au hasard quelques chiffres dans les températures ascendantes; la marche de l'expérience a été trop rapide pour permettre d'utiliser des moyennes. Quant aux températures descendantes, rien n'empêche de prendre le résultat moyen de chaque groupe d'expériences.

TABLEAU N° 7.

Comparaison de l'absorption à différentes températures pendant l'échauffement et le refroidissement.

TEMPÉRATURE	NOMBRE DE DIVISIONS ABSORBÉES PAR MINUTE	
	Marche ascendante de la température.	Marche descendante de la température.
20	6	31,5
24.1	6	
27.8	7	39
31.2	8	41
32.3	9,5	46
33.3	17	45
34.8	22,5	47
35.3	24,5	42
35.5	35	39

L'écart entre ces quantités placées en regard ne sera pas toujours le même; il dépendra essentiellement de la rapidité des changements de la température. Plus ils seront lents, plus ces chiffres seront rapprochés; plus ils seront rapides, plus ils s'écarteront.

Dans le cas d'un changement extrêmement lent, ils seront égaux et représenteront la valeur vraie de l'absorption pour une température donnée.

C. Vérification de l'effet des changements de température dans l'air saturé d'humidité.

Lorsque les feuilles plongent dans une atmosphère saturée et qu'elles sont à l'abri de la chaleur et de la lumière rayonnantes, l'absorption de l'eau par les racines est très-faible et, je le démontrerai plus tard, à peu près constante, quelle que soit la température de l'atmosphère.

Si l'on vient à élever la température de cette atmosphère, on voit en général l'absorption s'arrêter tout à fait, et pour peu que la température de l'eau des racines s'élève, le ménisque se meut en sens contraire (1).

(1) Il n'est même pas absurde d'admettre que les racines puissent se dilater faiblement elles-mêmes, mais je n'ai pas trouvé le moyen de m'en assurer.

Voici une série de chiffres que j'ai obtenue le 12 février avec le même Lierre, les feuilles étant maintenues à l'obscurité dans une atmosphère saturée. La saturation était produite par des mèches et une feuille de papier à filtre imbibées d'eau.

TABLEAU N° 8.

Effet des changements de la température sur l'absorption, les feuilles étant enfermées dans une atmosphère saturée. Division arbitraire.

HEURES.	TEMPÉRATURE.	NUMÉROS de la graduation.	DIVISIONS absorbées.	DURÉE de l'expérience (minutes).	NOMBRE de divisions absorbées par minute.
2 h. 32 m.	14,5	1,5			
35	14,5	3,0	1,5	3	0,5
37	14,75	4,8	1,8	4	0,45
44	15,4	7,0	2,2	5	0,44
47	17,5	6,5	— 0,5	3	— 0,16
49	17,9	9,0	2,5	2	1,25
59	19,0	10,0	1,0	10	0,1
3 h. 6 m.	19,4	13,0	3,0	7	0,43
14	19,7	16,5	3,5	8	0,44
26	19,95	26,0	9,5	12	0,80
34	20,5	32,0	6,0	8	0,75
42	20,5	41,0	9,0	8	1,1
50	20,5	49,0	8,0	8	1,0
59	20,0	59,0	10,0	9	1,1
4 h. 5 m.	22,1	66,0	7,0	6	1,17
11	23,3	73,0	7,0	6	1,17
15	23,6	75,0	2,0	4	0,5
19	24,2	75,5	0,5	4	0,12
26	28,5	75,0	— 0,5	7	— 0,07
35	29,3	76,0	1,5	9	0,17
43	29,3	83,0	6,5	8	0,81
48	29,0	90,0	7,0	5	1,4
50	28,8	93,0	3,0	2	1,5
5 h. 1 m.	29,6	111,0	8,0	11	0,72

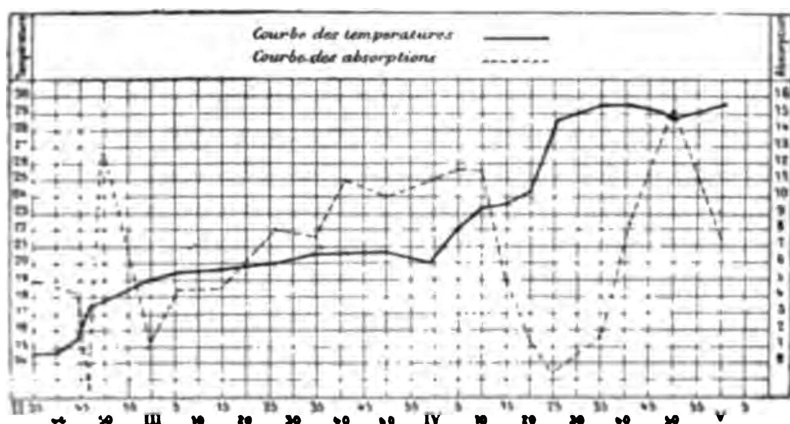
J'aurai à démontrer plus loin que lorsque les feuilles d'une plante végètent dans une atmosphère saturée, la température de ce milieu n'a plus d'influence sur l'absorption de l'eau par les racines. Le trouble que les changements de température apportent dans la fonction d'absorption se trouve ainsi isolé, et si l'on pouvait toujours se mettre à l'abri de la chaleur rayonnante, on obtiendrait sans doute une courbe dessinant exactement, mais

en sens inverse, les dilatations et les contractions des gaz dans la plante.

En examinant le tableau n° 8, on remarque d'abord que l'absorption, quoique très-inégale, oscille toujours autour des mêmes chiffres, quoiqu'il y ait entre les températures extrêmes un écart de 15 degrés ; il n'existe pas, comme nous l'avons vu précédemment pour l'air sec, une marche ascendante des absorptions parallèle à celle des températures, et nous ne sommes plus obligé, comme nous l'avons fait précédemment, de comparer les absorptions aux *augmentations* de la température ; nous pouvons les comparer aux températures mêmes. C'est ce que j'ai fait en traçant les deux courbes n° 3. La courbe pleine est celle des températures ; l'autre, pointillée, celle des absorptions.

Courbe n° 3.

Effet des changements de température à une atmosphere saturee sur l'absorption de l'eau par les racines.



Je crois inutile d'ajouter d'autres explications ; le résultat est tout à fait analogue à celui que j'ai obtenu pour l'air sec :

Les élévations de température accusent un ralentissement de l'absorption, et les abaissements de température augmentent momentanément l'absorption de l'eau par les racines.

Dans la plupart de ces expériences j'ai observé des mouve-

ments brusques dont la cause exacte m'est inconnue. Ainsi les courbes n° 3 montrent, à 2 heures 49 minutes, une subite augmentation de l'absorption suivant de près la diminution causée par l'élévation de la température. Pour bien comprendre l'influence des gaz dans les phénomènes d'absorption, il faudrait connaître les fonctions des stomates. S'il est vrai, comme dit M. Barthélemy (1), que les stomates laissent s'échapper les gaz et s'opposent à leur rentrée, on conçoit aisément que l'échauffement de la plante soit suivi d'une série de phénomènes très-complexes. Supposons que la température s'élève subitement pour revenir aussitôt à son point de départ; la tension des gaz de la plante augmente, l'absorption diminue, une partie du gaz s'échappe par les stomates; au moment où la température s'abaisse, les stomates se referment, et, à la température initiale, la tension du gaz sera bien moindre qu'avant cette oscillation de la température; l'absorption s'élèvera subitement à un maximum, et il faudra quelque temps pour que la perte de gaz soit réparée.

On évite ces difficultés en opérant sur des rameaux coupés au lieu de se servir de plantes enracinées et intactes.

Le 1er décembre 1875, j'ai mis en expérience un rameau coupé de Clématite, pesant frais 10 grammes, et sec 3 grammes. Les feuilles plongeaient dans une atmosphère soigneusement saturée et obscure. J'ai soumis cette plante à un rayonnement calorifique obscur émanant d'un gros tube de verre traversé par un courant de vapeur.

Au commencement de l'expérience, la température, observée à l'aide d'un thermomètre noirci (2), était de 10 degrés. Il fallait au rameau 735 secondes pour absorber 1 milligramme d'eau, ce qui fait $0^{\text{milligr.}},08$ absorbés par minute. A 13 degrés, l'absorption était de $0^{\text{milligr.}},40$; à 17°,8,$0^{\text{milligr.}},63$. Jusque-là l'expérience a été conduite très-lentement, l'absorption a sensiblement augmenté avec la température.

(1) *Loc. cit.*, p. 151

(2) La température de la plante est très-comparable à celle de la boule noircie d'un thermomètre.

En ce moment j'ai introduit dans l'atmosphère des feuilles un petit tube rempli de neige. L'effet a été immédiat : l'absorption a rapidement augmenté à mesure que la température s'est abaissée ; celle-ci étant devenue à peu près stationnaire, l'absorption est de même restée à peu près constante, et au moment où la température s'est relevée, l'absorption a diminué. Voici quelques-uns des chiffres observés :

TABLEAU N° 9.

Effet des changements de température sur l'absorption de l'eau par un rameau coupé, les feuilles étant à l'obscurité et dans une enceinte saturée.

Température		Secondes nécessaires à l'absorption d'un milligramme d'eau.	Moyenne de l'eau absorbée par minute (milligrammes).
Thermomètre de l'air.	Thermomètre noir.		
17,8	17,3	100, 93, 90	0,63
17,0	16,0	85, 75, 75, 75	0,77
16,5	15,8	70, 70, 75, 70	0,84
16,3	15,4	68, 68, 64, 63	0,88
16,0	15,1	62, 65, 65, 60	0,95
15,8	15,0	63, 57	1,00
15,7	14,8	66, 56, 63, 59, 57	1,00
15,5	14,6	57, 57, 57, 53, 57	1,07
15,2	14,4	50, 52, 58, 52, 53	1,13
Une heure après, tout étant dans le même état.			
16,5	15,8	84, 78	0,74
		75, 85, 68	0,80

Le même effet a été observé, le 2 décembre 1875, sur un rameau de *Bignonia* apporté de la serre du Muséum au laboratoire de culture (environ cinq minutes) à travers la neige. Mis en expérience à midi 43 minutes, l'absorption a constamment diminué, quoique la température eût été ascendante (de 20 à 21 degrés). L'expérience a duré jusqu'à 2 heures 6 minutes, et les quantités d'eau absorbées ont été successivement : 60 ; 50,4 ; 38,7 ; 36,4 ; 35,1.

Le lendemain j'ai voulu m'assurer de l'effet du froid en opérant comme je l'avais fait pour la Clématite.

Après avoir observé à 19 degrés une absorption de 0$^{milligr.}$,21 par minute, j'ai introduit dans l'atmosphère des feuilles un tube contenant de la neige; l'absorption s'est accrue immédiatement :

Température.	Milligrammes par minute.
»	0,25
18,7	0,27
18,4	0,33

Le 10 décembre de la même année, des expériences analogues ont été faites, mais sans employer la glace, sur un rameau de *Benthamia fragifera*, pesant frais 27 grammes, et qui avait supporté, la nuit et dans la matinée, un froid de 0 degré. J'ai commencé à chauffer l'atmosphère saturée des feuilles à trois heures; la température indiquée par un thermomètre noir était alors de 18 degrés. La marche du ménisque dans le tube capillaire était invisible; il en était encore de même à 3 h. 15 m., la température étant de 24°,9, et je n'ai pu commencer les lectures qu'à 3 h. 40 min., à 26°,7.

	milligr.
A 27°,7, l'absorption était de..................	0,85
A 26°,5, l'absorption était de..................	1,96
A 26°,65, l'absorption était de.................	3,00
A 26°,65, l'absorption était de.................	3,75

On voit que l'absorption augmente très-rapidement, quoique la température descende un peu; nous surprenons la plante pendant l'accélération qui tend vers le chiffre normalement correspondant à la température. Je soupçonnai déjà l'absorption d'avoir dépassé ce chiffre par suite du léger abaissement de température, et, pour m'en assurer, j'ai maintenu la température à 26°,5. Je ne m'étais pas trompé, car j'ai observé successivement de 4 h. 40 min. à 51 min. les chiffres suivants :

2,50 2,50 3,00 3,00 3,15 3,33 3,33 3,15 3,33 3,63.

Conclusions. — 1. Il faut distinguer dans l'action de la chaleur deux choses différentes. Indépendamment de l'effet de chaque température prise comme stationnaire, les oscillations de la température exercent une influence particulière.

2. L'accroissement rapide de la température produit une diminution de l'absorption par les racines; cette diminution porte naturellement sur l'absorption normale correspondant à chaque température. Très-souvent l'élévation de la température produit un ralentissement absolu.

3. Inversement, l'abaissement de la température produit une accélération de l'absorption par les racines, accélération qui est sujette aux mêmes observations que le ralentissement.

4. Ces deux modifications (qui se réduisent au fond en une seule) sont indépendantes de l'état hygrométrique de l'air.

5. Elles sont probablement causées par la dilatation ou la contraction des gaz de la plante.

V

RELATION ENTRE LA TEMPÉRATURE DE L'ATMOSPHÈRE ET L'ABSORPTION DE L'EAU PAR LES RACINES.

1. Les expériences qui précèdent nous ont indiqué toutes les précautions nécessaires pour rechercher avec succès les relations qui peuvent exister entre la température de l'atmosphère et l'absorption de l'eau par les racines. Je laisse complétement de côté la question de la température du sol que j'ai conservée aussi égale que possible. Quelques essais, qui ne m'ont pas encore conduit à des résultats assez précis pour être publiés, ont suffi pour m'apprendre que l'absorption augmente avec la température du sol dans une mesure assez restreinte pour que les petites variations ne produisent que des effets négligeables.

Cela posé, je n'avais donc qu'à maintenir la partie aérienne de la plante dans des conditions atmosphériques déterminées. Toutes les expériences ont été faites à l'obscurité, soit dans l'air aussi complétement desséché que possible, soit dans l'air saturé de vapeur d'eau. Les variations de température ont été obtenues, comme précédemment, par l'injection d'un courant de vapeur d'eau dans la cloche E ou par rayonnement.

Avant tout j'avais à veiller au maintien d'une température

fixe pendant un temps assez prolongé pour permettre à la plante d'arriver à son maximum d'absorption.

En supposant que la transpiration de la plante à l'obscurité est un phénomène physique, dépendant par conséquent en première ligne de la tension de la vapeur et de l'humidité relative de l'air ;

En admettant en outre que la force endosmotique des racines assure à la plante un minimum d'absorption indépendant de la transpiration ;

Il n'est pas difficile de prévoir quels seront les résultats de ces recherches, et, disons-le tout de suite, mes prévisions théoriques ont été pleinement confirmées par l'expérience.

Il paraît d'abord évident que l'absorption peut être plus forte que la transpiration : c'est le cas, lorsqu'une plante fanée par suite de manque d'eau ou d'une transpiration excessive reprend sa vigueur et son port habituel; lorsque les conditions atmosphériques réduisent la transpiration à un minimum et que la plante ne se trouve pas dans un état de réplétion aqueuse qui s'oppose à l'entrée de l'eau, par exemple quand il pleut après une longue sécheresse; lorsque l'équilibre entre l'absorption et la transpiration est rompu d'une manière quelconque au détriment de cette dernière, le plus souvent à la suite des opérations de jardinage, taille des arbres, de la vigne, etc.

La transpiration dans ces conditions ne contribue pas à l'ascension de l'eau; elle ne commencera à faire appel d'eau qu'au moment où la poussée des racines cesse de maintenir à la surface des organes transpirateurs une couche d'eau liquide disponible. Alors la somme de l'eau absorbée se divise en deux membres :

$$Q = A + fT,$$

dont l'un, A, représente l'eau absorbée par la seule force des racines, et dont l'autre est une fonction de la transpiration. L'activité de la transpiration devient de plus en plus grande; la courbe ayant pour abscisse les températures et pour ordonnées les absorptions sera convexe vers l'une des abscisses. Si la tem-

pérature continue de s'élever, il s'introduit dans ces considérations un nouvel élément d'une importance capitale, l'imbibition. L'eau amenée jusqu'au sommet de la plante dans un système capillaire ne peut se distribuer aux parties périphériques que par imbibition. Ce phénomène, qui diffère complétement de la capillarité proprement dite, est malheureusement complétement obscur à l'état actuel de la science (1).

Tout ce qu'on sait, grâce aux travaux de MM. Nægeli (2) et Wiesner (3), c'est qu'un fragment de bois frais taillé parallèle-

(1) On sait que l'écoulement des liquides dans des tubes capillaires dont la finesse dépasse une certaine limite (3 μ) n'obéit plus à la loi de Poiseuille. (Voyez, à ce sujet, Nægeli, *Das Mikroskop*, 2ᵉ édit., p. 366, *Sitzb. d. k. bair. Akad.*, 1866.)

De plus, il reste à démontrer que l'imbibition est un phénomène de nature capillaire. La porosité des corps n'a pas encore été démontrée par l'expérience, mais seulement par une espèce de réduction à l'absurde qui laisse à désirer.

(2) On peut calculer (Nægeli, *Das Mikroskop*, p. 384) la vitesse d'écoulement à travers les tubes capillaires à l'aide de la formule de Poiseuille :

$$Q = A\frac{PD^4}{L}.$$

La quantité Q exprimée en fonction de la vitesse donne :

$$Q = \frac{vD^2\pi}{4},$$

d'où

$$v = \frac{PD^2}{L} \times \text{const.}$$

La vitesse est proportionnelle à la pression, au carré du diamètre, et inversement proportionnelle à la longueur du tube.

La température étant de 15 degrés, la constante A = 3636,3.

Il a fallu à M. Nægeli quatre heures pour faire couler une colonne d'eau de 70 millimètres, sous la pression de 760 millimètres de mercure, à travers un cylindre de bois taillé longitudinalement dans un tronc de sapin et long de 50 millimètres.

En admettant que la somme des sections des courants liquides ne dépasse pas un dixième de la section totale, on n'obtient ainsi qu'une vitesse de 0,27 millimètre par seconde sous la pression d'une atmosphère.

Quand on taille ces cylindres perpendiculairement aux fibres, on obtient des valeurs encore bien plus faibles. Avec un cylindre de bois de hêtre de 15 millimètres de long, M. Nægeli a obtenu la vitesse de 3 millimètres par heure. Les tissus parenchymateux ont donné des chiffres plus élevés.

(3) Wiesner, *Ueber die Bewegung des Imbibitionswassers im Holze und in der Membran der Pflanzenzelle* (*Sitzb. der k. Akad. der Wissenschaft*, Wien, 1875). La vitesse qu'obtient M. Wiesner est plus grande que celle de M. Nægeli. Il provoquait le courant par la transpiration à la surface libre du bois.

ment ou perpendiculairement aux fibres, ne conduit pas assez bien l'eau pour réparer les pertes d'une évaporation active. Il doit donc arriver un moment où la transpiration ne provoque plus dans les parois cellulaires un courant d'eau capable de réparer les pertes. La succion se transmet imparfaitement, et finalement l'absorption, arrivée à un maximum, se maintient; elle est réglée par la vitesse de l'eau d'imbibition. La transpiration peut encore augmenter, mais aux dépens de la plante qui perd de poids et dont les feuilles, ayant perdu de leur eau intracellulaire, se fanent, quoique le pied de la plante soit dans l'eau.

Je me résume en décrivant la courbe de l'absorption. La configuration est à peu près la suivante : elle est comprise entre deux asymptotes parallèles à l'axe des abscisses. L'inférieure élevée au-dessus de l'axe des X d'une ordonnée égale à A, absorption indépendante. La courbe s'élève graduellement, d'abord lentement, puis plus vite; elle est convexe vers l'axe des X dans cette partie de son parcours, mais elle s'infléchit, devient concave, et tend vers une autre asymptote parallèle à la première et élevée au-dessus de l'axe des abscisses d'une hauteur qui représente le maximum d'absorption.

2. Le problème que je me suis proposé se divise nettement en plusieurs parties séparées.

A. Quelle est l'absorption quand les feuilles plongent dans une atmosphère sèche, obscure, à l'abri des rayonnements calorifiques, et la température étant prise comme variable?

Les considérations qui précèdent donnent la réponse à cette question : l'expérience a fourni une courbe très-analogue à celle que je viens de décrire.

B. Quelle est l'absorption dans les mêmes conditions, mais l'atmosphère étant saturée d'humidité au lieu d'être sèche?

Dans ces conditions la transpiration est nulle; l'absorption de l'eau par les racines sera donc indépendante de la température de l'air.

C. Quelle est l'absorption quand les feuilles enfoncées dans un milieu obscur et saturé reçoivent des rayons calorifiques émanant d'une source quelconque?

Le pouvoir absorbant des feuilles étant très-élevé (1), ces organes s'échauffent et les résultats seront *qualitativement* les mêmes que dans une atmosphère sèche à température variable. Cette dernière étude fera l'objet d'un chapitre à part.

A. — Absorption de l'eau par les racines, les feuilles plongeant dans une atmosphère sèche, obscure et soustraite à l'action de la chaleur rayonnante.

La principale difficulté à vaincre consistait dans l'effet des changements de température. Je suppose que je veuille opérer à la température de 25 degrés environ. A l'aide du courant de vapeur j'élève la température de l'eau extérieure à 25 degrés, et j'attends que l'air de l'allonge se soit élevé au même degré. Quelques minutes suffisent pour dissiper l'effet de l'élévation de la température ; on peut régler le courant de vapeur de manière à maintenir la même température pendant cinq à dix minutes dans l'eau extérieure (2).

Expériences du 23 au 24 février 1877. — J'ai opéré sur un rameau de Lierre bien enraciné ; le tube avec les racines était entouré d'eau. L'air de l'allonge D était convenablement desséché, comme je l'ai dit plus haut. Vers la fin de l'expérience, j'y ai remis de fortes portions de chlorure de calcium, de peur que la transpiration active de la plante n'altérât trop fortement l'état hygrométrique de l'air, altération d'autant plus grave qu'elle n'aurait pas manqué de produire un effet semblable à celui que je m'attendais à observer.

L'expérience a commencé le 22 février à neuf heures du soir, la température étant de 16 degrés. J'ai laissé entre les expériences des intervalles assez longs, proportionnés aux élévations de la température.

Le tableau suivant résume les résultats. Je le reproduis en entier pour donner au lecteur une idée de leur netteté.

(1) Voy. Maquenne, *Comptes rendus*, 1875, t. LXXX.

(2) J'ai trouvé commode de faire ces expériences la nuit pour deux raisons : la longue durée et la facilité avec laquelle on obtient une obscurité parfaite. Il est presque inutile d'ajouter que je n'ai remarqué, dans l'absorption, aucune espèce de périodicité indépendante des conditions physiques.

Je dois des remerciments publics à M. G. Capus, qui a bien voulu m'assister dans ces travaux pénibles.

TABLEAU N° 10.

Rapports entre l'absorption et la température de l'atmosphère extérieure obscure et sèche.

HEURES.	TEMPÉRATURE.		NUMÉROS de la division.	NOMBRE de divisions absorbées par minute.	MOYENNE absorbée par minute.	OBSERVATIONS.
9 h. 57 m.	16,0		4,5			
59	16,0		10,0	2,75		
10 h. 1 m.	16,0	15,8	15,5	2,75		
3	15,5		20,4	2,45	2,6	
5	15,5		25,3	2,45		
12 h. 58 m.	24,3		18,0			
59	24,3	24,2	28,0	10,0		
1 h. 0 m.	24,2		38,5	10,5	10,7	
2	24,1		61,5	11,5		
2 h. 44 m.	31,1		12,5			Variations frappantes produites par les oscillations de la température.
45	31,1		48,5	36,0		
46	31,4		73,5	25,0		
47	31,4	31,3	98,0	24,5		
48	31,7		123,5	25,5	27,2	
49	31,4		150,0	26,5		
50	31,2		176,0	26,0		
3 h. 44 m.	37,9		38,0			
45	37,8		70,5	32,5		
46	37,9	37,7	102,0	31,5		
47	37,8		134,0	32,0	31,6	
48	37,6		165,7	31,7		
49	37,6		196,0	30,3		
4 h. 4 m.	39,9		7,0			
5	40,0		40,3	33,3		
6	40,1		72,8	32,5		
7	40,0		105,8	33,0		
8	40,0	39,9	138,0	32,2	33,2	
9	40,0		172,2	34,5		
10	39,9		205,3	32,8		
11	39,8		239,5	34,2		
34	44,5		42,7			
35	44,6		77,8	35,1		
36	44,7	44,7	113,0	35,2		
37	44,8		149,0	36,0	35,7	
38	44,7		185,0	36,0		
39	44,7		221,5	36,5		
5 h. 46 m.	46,1		15,0			On a remis du chlorure de calcium.
47	46,2	46,2	50,0	35,0		
48	46,2		85,0	35,0	34,7	
49	46,2		119,0	34,0		

Heures	Température.		Numéros de la division.	Nombre de divisions absorbées par minute.	Moyenne absorbée par minute	Observations.
[illegible] h 9 m.	19,9		56,2			
10	19,5		90,0	33,8		
11	19,1		123,0	33,0		
12	19,1	19,2	156,5	33,5	33,5	
13	19,1		190,0	33,5		
14	19,0		223,5	33,5		
7 h. 5 m.	36,0		11,0			
6	37,5	35,7	42,5	31,5	31,0	
7	35,4		73,0	30,5		

Pour chaque détermination j'ai fait plusieurs lectures et j'en ai pris les moyennes.

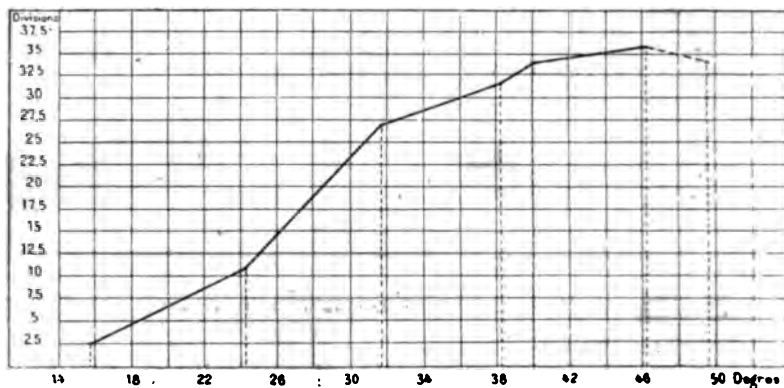
La première colonne renferme l'heure; elle est destinée à montrer combien de temps il s'est écoulé entre deux expériences successives. La température (2ᵉ colonne) a été observée à l'aide d'un thermomètre gradué au dixième. Je me suis servi, pour mesurer l'absorption, d'un tube calibré gradué arbitrairement, et j'ai opéré comme précédemment, en marquant la place du ménisque toutes les minutes ou à des intervalles quelconques.

L'absorption, d'abord très-faible à 16 degrés, augmente rapidement jusqu'à 32 degrés. A partir de ce point, elle s'élève moins vite et devient stationnaire à 46 degrés environ. Dans ces expériences elle diminue même sensiblement à des températures un peu plus élevées; cette diminution est cependant, je crois, le premier pas d'une série de mouvements oscillatoires qui se continue jusqu'à la mort de la plante. Celle-ci, en effet, ne tarde pas à se dessécher de haut en bas; elle évapore nécessairement de moins en moins d'eau.

Les résultats de la même expérience sont exprimés par la courbe n° 3. Les températures sont prises pour abscisses et les absorptions pour ordonnées.

COURBE N° 4.

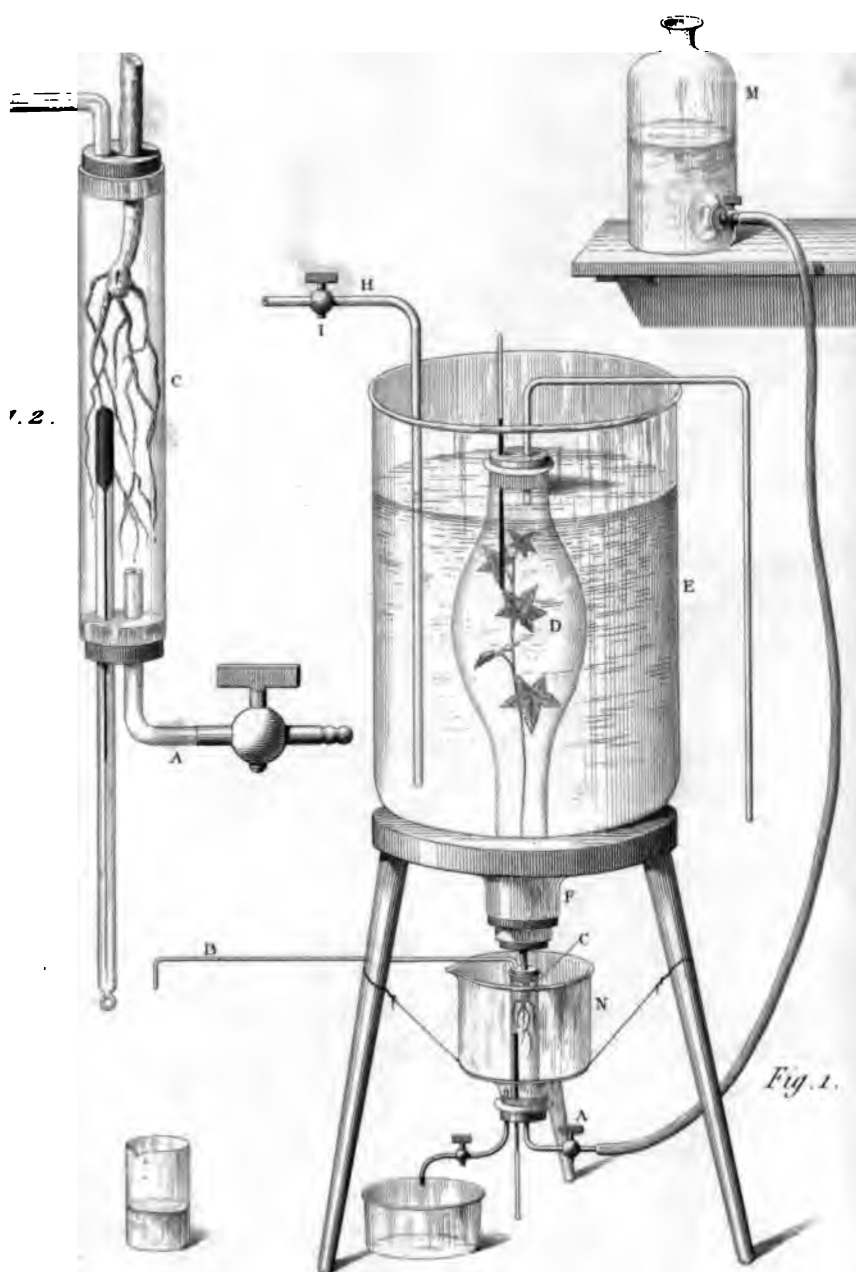
Relations entre la température de l'air sec et l'absorption de l'eau par les racines.



La forme générale de la courbe est bien celle que j'ai indiquée plus haut. J'ai pointillé la partie terminale descendante, que je ne crois pas devoir considérer comme déterminante. D'autres expériences m'ont donné, à ces températures anormales, des absorptions très-variables, tantôt plus fortes, tantôt plus faibles que le premier maximum atteint.

Une autre fois, le 16 janvier, j'ai obtenu avec la même plante des chiffres qui se rapprochent beaucoup de ceux-ci. A 24 degrés, l'absorption était de 10,7 divisions; à 34 degrés, de 27 divisions (1).

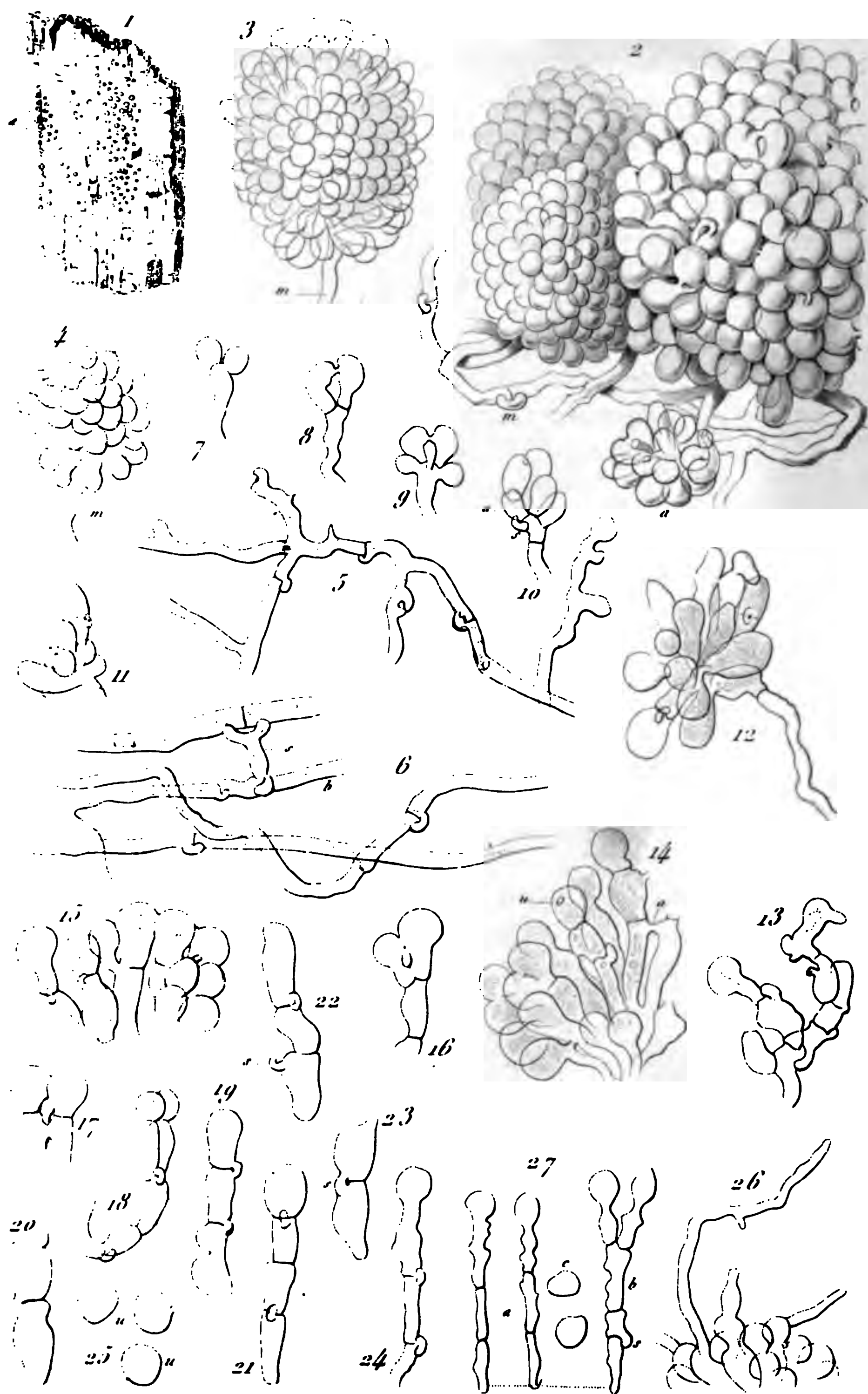
(1) Il serait très-intéressant d'étudier cette courbe des absorptions pour des plantes variées. Je l'ai fait en 1875 et 1876 sur des plantes dont les feuilles étaient enfermées dans une atmosphère saturée. Je reviendrai plus loin sur ces expériences. Pour le moment, il suffit de faire remarquer que la partie rapidement ascendante de la courbe correspond à des températures variées pour différentes plantes. Mais, en l'absence de *points singuliers* aux extrémités de cette portion de la courbe, il est difficile d'en déterminer rigoureusement la place, sans laisser un peu de vague. Si ces expériences venaient à se confirmer pour un certain nombre de plantes, on pourrait fixer peut-être l'abscisse et l'ordonnée du point d'inflexion, et, à quelques degrés près, les points où la courbe, d'abord sensiblement parallèle à l'axe des X, s'élève rapidement et où elle redevient parallèle à cet axe. L'indication d'un maximum et du minimum



. V. del. Pierre sc.

Absorption de l'eau par les racines.

Imp. A. Salmon, r. Vieille Estrapade. 15. Paris.



N. Sorokine del — *Pierre sc.*

Crocysporium torulosum, Borod.

Imp. A. Salmon, r. Vieille Estrapade. 15. Paris.

B. Absorption de l'eau par les racines, les feuilles plongeant dans une atmosphère saturée, obscure et soustraite à l'action de la chaleur rayonnante.

La saturation de l'air a été maintenue à l'aide de mèches imbibées d'eau; l'expérience a été faite à une lumière diffuse extrêmement faible.

Le résultat est très-frappant : la température est sans influence, sauf les degrés supérieurs qui produisent une certaine

[illegible]rapportés, soit au poids sec, soit au poids humide, compléterait ces données en [illegible] un véritable caractère spécifique physiologique.

Dans l'expérience que je viens de rapporter, le point d'inflexion correspond [illegible] température de 30 degrés; l'absorption a été de 22 divisions, mais il faudrait une mesure absolue en milligrammes. La partie rapidement ascendante de la courbe est comprise entre 15 degrés et 36 degrés; le minimum est de 2 divisions, le maximum de 35 : mais ces valeurs, comme il vient d'être dit, [illegible] être rapportées à un poids donné de plante, sec ou humide, et exprimé [illegible] milligrammes.

Dans la nuit du 27 au 28 avril j'ai déterminé, en milligrammes, l'absorption [illegible] rameau de Passiflore et d'un rameau de Lierre, les feuilles étant dans [illegible] l'obscurité. Les résultats sont, en peu de mots, les suivants :

A. *Passiflore*. Rameau pesant, frais 2 grammes, sec 5 grammes, garni [illegible] feuilles bien développées d'une surface totale de 78 centimètres carrés. Nombre des stomates à la face inférieure, 176 par millimètre carré; à la face [illegible] des feuilles, 0. Nombre total des stomates, 686 400.

Température.	Milligrammes d'eau absorbée par minute.
20°,2	0,00
25°	0,15
28°	0,30
36°	0,38

Ces éléments donnent une courbe de même forme que celle de la page 128. La partie ascendante est comprise entre 20 degrés et 34 degrés environ; le [illegible] flexion correspond à peu près à 27 degrés, l'absorption à cette température est d'environ 12 milligrammes pour 100 grammes de poids humide.

B. *Lierre*. Rameau pesant, frais 11 grammes, sec 3 grammes, garni de [illegible] développées et de plusieurs petites. Surface totale, 222 centimètres [illegible]. Stomates, à la face inférieure, 185 par millimètre carré, à la face supérieure, 0. Nombre total des stomates, 2 053 500.

Température.	Milligrammes d'eau [illegible]
24	0,7
26	1,1
28°,5	1,3

Le point d'inflexion correspond à peu près à [illegible] degrés; l'absorption, à cette

accélération tenant peut-être à ce que la température de l'eau extérieure était un peu plus élevée que celle de l'allonge. En outre on est frappé d'une variabilité, d'une inconstance de l'absorption dont il y avait à peine trace (1) dans les expériences précédentes.

température, est d'environ 1,1 milligramme, soit 10 milligrammes pour 100 grammes de poids frais.

Nous obtenons ainsi le tableau comparatif suivant :

	Absorption rapportée au même		
	poids humide.	surface.	Nombre des stomates.
Passiflore......	12,5	32	30
Lierre.........	10,0	49	53

Sans vouloir tirer de ces quelques expériences isolées des conclusions trop graves, il est permis de remarquer que l'absorption paraît être plutôt proportionnelle au poids frais de la plante qu'à sa surface ou au nombre de ses stomates.

(1) Dans les expériences précédentes, la variabilité est à peine sensible relativement au chiffre élevé de l'absorption ; mais, prise d'une manière absolue, elle est à peu près la même. Cela semble prouver qu'elle n'échappe pas aux moyens d'investigation ordinaires, et qu'elle ne fait qu'exprimer l'effet des petites oscillations de la température.

TABLEAU N° 11.

Absorption de l'eau par les racines, les feuilles plongeant dans une atmosphère saturée, obscure, de température variable.

HEURES.	TEMPÉRATURE.		NUMÉROS de la division.	MOYENNE DE DIVISIONS absorbées par minute.
4 h 19 m.	21,0		41,0	
20	21,0		45,0	
21	21,0		49,0	
23	21,2		55,0	
27	21,2		67,0	
29	21,2		73,0	
32	21,2	21,2	81,0	2,8
34	21,2		87,0	
37	21,4		94,0	
39	21,4		100,0	
41	21,3		104,0	
42	21,3		106,0	
5 h 2 m.	28,3		143,0	
3	28,3		145,5	
4	28,2		148,0	
6	28,5		153,0	
7	28,4		156,0	
9	28,4	28,5	161,0	2,7
11	28,3		167,0	
17	29,0		182,5	
19	28,7		188,0	
21	28,8		194,0	
24	26,6		203,0	
34	32,5		38,0	
35	32,5		41,0	
36	32,6		45,0	
37	33,0		48,5	
38	33,0		52,0	
41	33,0	32,9	64,0	3,7
42	33,0		67,0	
43	33,0		71,0	
44	33,0		75,0	
45	33,0		79,0	

Pour donner une idée plus nette de la variabilité, je transcris [illegible] tous les détails la dernière série des expériences du tableau précédent :

HEURES.	TEMPÉRATURE.	NUMÉROS de la division.	DIFFÉRENCES.	NOMBRE de divisions absorbées par minute.
5 h. 34 m.	32,5	38,0		
35	32,5	41,0	3,0	3,0
36	32,6	45,0	4,0	4,0
37	33,0	48,5	3,5	3,5
38	33,0	52,0	3,5	3,5
41	33,3	64,0	12,0	4,0
42	33,0	67,0	3,0	3,0
43	33,0	71,0	4,0	4,0
44	33,0	75,0	4,0	4,0
45	33,0	69,0	4,0	4,0

On voit que la variation peut atteindre $\frac{1}{4}$ et même $\frac{1}{3}$ de l'absorption totale. Quand les feuilles se trouvent dans l'air saturé, les résultats sont extrêmement sensibles aux changements de température; on voit, en effet, dans le tableau qui précède, que les plus grandes variations d'absorption comme de température se sont présentées dans la première moitié de l'expérience.

Dans une autre expérience faite dans les mêmes conditions, le 12 février, j'ai obtenu un résultat de tout point semblable. La température a été élevée de 14°,5 à 29°,6, par saccades, et j'ai saisi pour ainsi dire au vol les moments les plus favorables, c'est-à-dire où le thermomètre marquait les plus faibles oscillations.

L'absorption est restée la même pendant toute l'expérience, qui a duré trois heures. J'ai obtenu une succession de chiffres tels que ceux-ci : 0,5, 0,45, 0,5, 1,25, 0,1, 1,0, 0,8, 0,7, 1,1, 0,8, 1,4, etc., et cela à 29 degrés aussi bien qu'à 14 degrés.

VI

DE L'INFLUENCE DES RAYONS OBSCURS CALORIFIQUES SUR L'ABSORPTION DE L'EAU PAR LES RACINES OU PAR LA SECTION D'UN RAMEAU PAR L'INTERMÉDIAIRE DE LA TRANSPIRATION.

Les rayons calorifiques obscurs agissent activement sur la transpiration. M. Maquenne a montré que le pouvoir absor-

bant des feuilles n'est pas éloigné de celui du noir de fumée. On sait aussi que certaines feuilles s'échauffent très-fortement au soleil et peuvent atteindre, d'après un auteur allemand, à des températures qu'on avait considérées jusqu'ici comme incompatibles avec les fonctions normales de l'organisme végétal (1). Cette chaleur est en partie employée à volatiliser de l'eau. M. Wiesner (2) a reconnu l'importance des rayons calorifiques obscurs dans le mécanisme de la transpiration. Il attribue un tiers de l'influence d'un bec de gaz sur la transpiration aux rayons calorifiques obscurs et le reste aux rayons lumineux. Il est donc bien évident qu'une plante perd de l'eau quand elle est enfermée dans une enceinte saturée et qu'elle reçoit des rayons calorifiques obscurs (3). Il n'y a pas de distinction à faire sous ce rapport entre la chaleur rayonnante et la lumière ; cette dernière agit comme l'autre en élevant, au moins virtuellement, la température des feuilles (4).

I. Ces expériences sur l'influence de la chaleur rayonnante sont les premières que j'ai faites. Je me servais pour cela d'un appareil semblable à celui que j'ai décrit, mais dans lequel l'allonge D était remplacée par un très-grand ballon à quatre tubulures. L'une donnait accès à la plante, la supérieure recevait un thermomètre à boule noircie ; les deux autres, latérales et opposées, étaient traversées par un gros tube de verre dans lequel je faisais passer de la vapeur d'eau. Le tube était entouré de papier buvard mouillé qui était destiné à maintenir l'état de saturation de l'atmosphère limitée.

(1) J'ai répété, sans un plein succès, une de ces expériences pendant les fortes chaleurs de l'été 1876, sur un Agave exposé au soleil devant la serre chaude du Muséum. Le thermomètre que j'avais enfoncé dans le parenchyme de la feuille n'a marqué que 36 degrés centigrades. Peut-être la plante n'est-elle pas bien choisie. Si ma mémoire ne me trompe, l'auteur du travail auquel je fais allusion s'est servi d'un *Echeveria* ou d'un *Crassula*.

(2) *Loc. cit.*

(3) M. Wiesner dit que les plantes ne transpirent pas dans l'air saturé, quand elles ne reçoivent pas de lumière. C'est sans doute un oubli de sa part, après ce qu'il a dit de la chaleur rayonnante. Peut-être comprend-il, dans la dénomination *Licht*, la lumière et la chaleur rayonnante.

(4) Wiesner, *loc. cit.*

Cette manière d'opérer présente plusieurs défauts. Le principal consiste en ce que l'élévation de la température de l'air est inséparable de la chaleur rayonnante. Heureusement, nous le savons maintenant, la température de l'air est sans influence sur l'absorption quand les feuilles se trouvent dans une atmosphère saturée, et le défaut susdit se réduit à une fausse indication du thermomètre noir.

Malgré cela, les résultats sont tellement nets, qu'ils méritent d'être reproduits ici. Ils sont entièrement conformes à ce qu'on observe dans l'air sec dont on élève la température.

Le 9 décembre 1875, j'ai fait des expériences sur un rameau fraîchement coupé de *Benthamia fragifera*. Je suis parvenu à démontrer les mêmes propositions qui s'appliquent au Lierre dont les feuilles transpirent dans l'air sec de température variable.

1° Pendant les changements brusques de la température, l'absorption n'augmente pas avec la température; l'échauffement produit une diminution et le refroidissement une accélération de l'absorption.

2° Quand la plante a été soumise à un froid intense, elle est pour longtemps incapable d'absorber (1).

Après l'avoir exposée à un froid de 0 degré, j'ai chauffé la plante à 30 degrés sans provoquer l'absorption; un peu audessus de cette température, elle a commencé *subitement*.

3° De temps en temps on observe des accélérations subites et momentanées de l'absorption, dues sans doute à un mouvement des gaz de la plante ou à la rupture de l'équilibre capillaire.

4° La courbe des absorptions aux différentes températures de la plante, chacune considérée comme stationnaire, a la forme que j'ai tracée pour le Lierre, page 128 de ce mémoire. Le minimum tombe entre 17 et 18 degrés, le maximum entre 28 et 30 degrés.

Ces mêmes expériences, répétées sur des rameaux de Cléma-

(1) Conséquence purement mécanique de la contraction des gaz de la plante jointe à la difficulté et à la lenteur des mouvements de ces gaz.

tite, de *Bignonia*, de Topinambour, m'ont donné les mêmes résultats.

2. Les imperfections de l'appareil employé étaient telles, que j'ai commencé une autre série d'expériences sur des rameaux coupés de *Fuchsia syringifolia*, d'*Eupatorium adenophorum*, et sur des boutures enracinées de *Veronica spectabilis*. Une partie des expériences ont été faites avec l'appareil n° 1, une autre avec celui que j'ai décrit en deuxième lieu au commencement de ce mémoire.

Les parties aériennes de la plante étaient exposées à l'air libre, à l'extrémité d'une espèce de caisse longue de 2 mètres, recouverte intérieurement de papier noir. La source calorifique consistait en une plaque de cuivre chauffée par un simple bec de Bunsen. Tout le système de chauffage pouvait être déplacé à l'aide d'une tige de bois qui glissait dans une fente pratiquée à la base de la caisse, et qui marquait sur une échelle la distance qui séparait la source lumineuse de la plante.

Il était essentiel d'éviter l'élévation de la température dans la caisse, et pour cela celle-ci était largement ouverte en haut sur toute sa longueur; mais plusieurs petits toits de papier étaient disposés au-dessus de cette fente de manière à empêcher la lumière d'y pénétrer, tout en permettant une active ventilation.

Un écran, mobile autour d'une de ses arêtes, pouvait intercepter le passage des rayons calorifiques.

Sans m'appesantir davantage sur ces expériences, je citerai seulement quelques chiffres que m'a fournis un rameau coupé de *Fuchsia*.

A 16°,6, il lui fallait 515 secondes pour absorber un centimètre cube d'eau.

L'écran étant enlevé et la distance du foyer étant de 1^{m},10, le temps s'est réduit à 340 secondes.

A la distance de 1 mètre, il a fallu	238 sec.
A la distance de 0^{m},80.	210
A la distance de 0^{m},70.	165

L'écran étant remis	217 sec.
Sans écran, à la distance de $0^m,70$	98
Sans écran, la lampe s'étant éteinte	135
Sans écran, quelques minutes après	203
La lampe rallumée, à la distance de $0^m,70$	117
La lampe rallumée, à la distance de $0^m,60$	53

Ces quelques chiffres prouvent surabondamment l'influence considérable des rayons calorifiques obscurs sur la transpiration, et de là sur l'absorption. Entre les différentes expériences de cette série, il s'est chaque fois écoulé un temps assez long; il n'y avait pas de complication à craindre. La distance entre la source calorifique et la plante permettait de calculer les rapports de chaleur reçue par les feuilles; les quantités de chaleur reçue sont inversement proportionnelles aux carrés des distances. Or, il est permis d'admettre que, de 17 à 19 degrés, l'absorption est à peu près proportionnelle à la température: nous pourrons comparer les rapports entre les temps qu'il faut pour l'absorption dans deux essais différents et les carrés des distances; ces rapports doivent être à peu près égaux.

Je prends, par exemple, les deux essais suivants :

La distance étant de $1^m,10$, il a fallu 240 secondes pour l'absorption d'un centigramme.

La distance étant de 70 centimètres, il a fallu 165 secondes pour l'absorption d'un centigramme.

Si ma supposition est vraie, nous devons trouver :

$$\frac{(110)^2}{(70)^2} = \frac{340}{165}$$

Or, le premier membre est égal à 2,4 et le second à 2,0.

CONCLUSIONS.

1° L'absorption de l'eau par les racines n'est pas proportionnelle à la température des feuilles, quand celles-ci baignent dans une atmosphère non saturée.

A basse température, elle n'augmente que faiblement, à mesure que la température s'élève; mais, à un certain degré fixe

pour chaque plante, l'absorption augmente rapidement et redevient stationnaire à un maximum de température qui varie d'une espèce à l'autre.

2° L'absorption de l'eau par les racines est indépendante de la température des feuilles, quand celles-ci baignent dans une atmosphère saturée, obscure et à l'abri des rayonnements calorifiques.

3° Les rayons calorifiques obscurs agissent d'une manière très-énergique sur la transpiration dans l'air saturé, et produisent sur l'absorption le même effet qu'une élévation de température, les feuilles étant dans l'air sec.

SUR

LA STRUCTURE DU *CROCYSPORIUM TORULOSUM*

Par M. Nicolas SOROKINE.

L'organisme microscopique qui porte le nom de *Crocysporium* est depuis longtemps connu des mycologistes. Corda en a décrit une espèce dans ses *Icones Fungorum* (t. I) sous le nom de *Crocysporium Ægerita* (1). Sa description est conçue en ces termes : « Stroma globosum, compositum e filis articulatis » simplicibus radiantibus, et in sporas ovatas magnas superfi- » ciales, primum adnatas dein liberas abeuntibus. Sporæ dia- » phanæ simplicès, basi hylo instructæ, et gelatina guttulis » oleosis repleta farctæ. » L'espèce décrite s'était développée sur un morceau de bois pourri, « *in ligno putrido humido* ». Ce même mycologiste range, dans son ouvrage : *Anleitung. Studium d. Mykologie*, 1842, le *Crocysporium* non loin des *Tubercularia*, *Dacryomyces*, etc., et en forme la famille des *Tubercularieæ* (2). Tous les Champignons de cette famille consistent en une masse celluleuse assez semblable à un petit coussinet recouvert de spores à la surface. « *Fungi minuti, superficiales vel erumpentes, carnoso-cellulosi vel stromatomorphi, cupulati vel pileati, supra strato hymenino sporidifero tecti* », etc. (3).

En 1851, M. Preuss a décrit encore une autre espèce de *Crocysporium* (*Cr. album*), qui s'était développée sur l'écorce de branches et de feuilles pourries. Sa description ressemble, comme nous le verrons, beaucoup à celle du *Crocysporium torulosum* Bonord., et ce n'est que d'après les dessins des différentes parties du Champignon qu'il serait possible de voir en quoi l'or-

(1) *Loc. cit.*, fig. 87, taf. I.
(2) *Anleitung*, S. 161.
(3) *Loc. cit.*, S. 159.

ganisme décrit par M. Bonorden diffère de celui que M. Preuss avait sous les yeux.

Enfin, M. Bonorden parle, à la même époque (1851), d'une nouvelle espèce de *Crocysporium* (*Cr. torulosum*), qu'il a représentée dans son *Atlas* sous la fig. 90, tab. IV.

M. Bonorden rapporte pourtant ce genre aux Hyphomycètes et le place dans la famille des *Aimosporiacei*, à côté des *Hyalopus*, *Cephalothecium*, etc. (1). Il n'est pas d'accord sous ce rapport avec Corda sur la place que doit occuper le *Crocysporium* dans la systématique des Champignons; il dit : « Corda *zählt Crocysporium zuden Tubercularien, aber mit Unrecht, die Fäden sind zwar an der Basis vereinigt, stehen aber auf keiner zelligen Unterlage* (2). »

Depuis cette époque, M. Fuckel a trouvé le *Crocysporium album* et l'a rapporté aux Gymnomycètes, le plaçant dans la catégorie des Champignons imparfaits (*Fungi imperfecti*) (3); mais il ne parle pas de la structure du Champignon. Ainsi nous sommes en présence de deux opinions contraires sur la structure du *Crocysporium*. Cet été, j'ai eu l'occasion de recueillir le *Crocysporium torulosum* Bonorden, dans le jardin botanique de Kazan. Il végétait comme à l'ordinaire sur du bois pourri; vu à la loupe, il se présentait sous la forme d'une masse de petits globules blancs, de la grosseur d'une petite tête d'épingle (fig. 1, *a*). Dès qu'on les touchait, ils se détachaient de leur support; aussi pouvait-on les enlever avec la plus grande facilité de la surface du bois à l'aide d'une épingle.

Sous le microscope, je remarquai que ces globules consistaient en cellules sphériques ou oblongues, étroitement unies les unes aux autres (fig. 2); les sphériques étaient disposées à l'extérieur, tandis que les cellules oblongues occupaient le centre du globule. En déchirant l'un d'eux, on pouvait facilement se convaincre qu'il est formé de filaments plus ou moins gros et plus ou moins longs, divisés en outre par des cloisons. A cha-

(1) *Handbuch d. Allg. Mycologie*, 1851, S. 79.
(2) *Loc. cit.*, S. 80.
(3) *Symbolæ Mycol.*, 1869, p. 372.

cune des cloisons le filament se resserre, de sorte qu'il sera plus juste de le surnommer *chaîne des cellules* (fig. 16-24). Ces chaînes sont disposées radialement et se terminent, en avant, à la surface, par deux cellules *sphériques* (fig. 15-17). Il arrive rarement de rencontrer une chaîne munie d'une seule cellule à son extrémité.

Les bouts opposés des chaînes se réunissent en un point qui se trouve non au centre, mais un peu à la base du globule (fig. 3, 4, 12). C'est de ce point que sort le mycélium (*m*, 2, 3, 4, 12), qui ne rampe pas à la surface du bois pourri, mais en pénètre le tissu. Je n'ai jamais vu plus d'un seul filament de ce mycélium sortant des globules; par conséquent lui seul représente tout le Champignon et lui seul procure la nourriture. Aussi la facilité avec laquelle le Champignon se détache devient-elle compréhensible.

Le mycélium consiste en fils transparents rameux et munis en outre de cloisons; à chacune de ces dernières se trouvent des boutonnières (*Schnallen*, fig. 5, 6). Ces filaments pénètrent dans les cellules du bois en suivant la direction longitudinale; s'il arrive qu'un rameau du filament vient à sortir par l'une des ouvertures qui se trouvent dans la membrane et qui proviennent comme suite de la destruction des cellules pourries, ce rameau touche le filament voisin, s'unit à ce dernier, et forme parfois une grande boutonnière (fig. *b*, *s*). Le protoplasma des cellules mycéliennes est incolore, transparent, mais paraît granuleux à cause des gouttes d'huile de différentes grandeurs qui s'y trouvent mêlées. A un certain endroit, le mycélium s'échappe de la paroi de la membrane pour former les globules mentionnés plus haut. C'est alors que le mycélium se gonfle et forme deux cellules cloisonnées à leur base (fig. 7). Ces cellules s'allongent considérablement, conservant pourtant à l'extrémité leur forme sphérique, et laissent pousser, du côté où les deux cellules sont tournées l'une vers l'autre, des papilles qui se réunissent. Ici la copulation devient évidente, car, grâce à l'union des deux papilles, les cellules entrent en communication, et le protoplasma doit par conséquent se mélanger (fig. 8, 9). Je ne puis précisé-

ment dire si la papille n'apparaît qu'à l'une des cellules qui entrent en copulation, ou bien si elles s'organisent simultanément aux deux cellules; je suis plutôt du second avis. Bientôt après la copulation, à la base même des cellules, naissent des rameaux divisés par des cloisons; à chacune de ces dernières apparaissent immédiatement des boutonnières (fig. 10, *a*, *s*, 11). Puis on assiste à la formation de nouvelles cellules, qui enveloppent les deux premières, s'allongent, se cloisonnent et, finissent par prendre la forme d'un petit corps sphérique sur lequel il est impossible de retrouver les premières cellules. Il faut supposer que ces dernières s'allongent et se cloisonnent également.

Dans tout le globule, *chaque* cellule communique avec celle d'en haut ou d'en bas par la boutonnière, ou bien avec sa voisine par une ouverture ou par un isthme (fig. 12, *a*). Ainsi les cavités de toutes les cellules sont mutuellement jointes, et présentent comme un système de canaux où le protoplasma peut passer d'une cellule à l'autre par les boutonnières et les isthmes (14, *a*, *a'*, 15).

Si nous fragmentons avec des aiguilles un globule plus âgé, les petites chaînes des cellules se déchirent, et sur chacune d'elles on peut apercevoir des boutonnières déchirées, qui réunissaient la cellule supérieure avec l'inférieure (fig. 20, *s*. 21, 22, *s*. 19, 23, 24). Les cellules sphériques de la surface entrent ici de même en copulation et sont étroitement unies les unes aux autres (fig. 15-18).

Les isthmes qui, comme nous l'avons vu chez deux premières cellules, les unissent, sont presque toujours très-visibles, mais il arrive qu'à l'endroit où les deux cellules se touchent, la membrane se détruit, et il se forme seulement une grande ouverture (fig. 17). Les cellules de l'extrémité de la chaîne sont ordinairement géminées (fig. 16); on peut cependant en rencontrer de solitaires: dans ce cas, elle entre en copulation avec la cellule placée sur l'extrémité de la chaîne voisine (17, 18).

Après tout ce qui vient d'être dit, il est évident que le mode de copulation des cellules du *Crocysporium torulosum* est différent dans les cellules sphériques de la surface et dans les cel-

lules oblongues formant la chaîne : cependant la même loi y domine, la loi de la communication mutuelle ; car, quelle que soit la forme de la cellule, quelle que soit la place qu'elle occupe, elle entre toujours en copulation avec la cellule supérieure ou inférieure, ou bien voisine. Il est étrange que jusqu'à présent on n'ait pas fait attention à cette structure si intéressante du *Crocysporium torulosum*. M. Bonorden, en faisant des recherches et en marquant la place de cette espèce, a été bien près de la vérité ; il a représenté sur sa planche un filament portant *deux* cellules sphériques, et sur le même dessin *une boutonnière* attachée à l'une des cellules inférieures (fig. 27, *a*, *b*, *x*, *s*). La description des hyphes se rapproche parfaitement de ce qu'on voit lorsqu'on observe *superficiellement* : « *Die Hyphæ* » *dieser Art*, dit-il, *bestehen aus knorrigen*, *unregelmässig* » *gestalteten Zellen ; diese sind ebenfalls zu kugeligen Gruppen* » *vereinigt*, etc. (1). »

Si toutes les cellules sont si étroitement unies, on peut se demander où se trouvent les spores de ce Champignon, et comment elles peuvent se détacher?

Chez le *Crocysporium Ægerita*, d'après les dessins de Corda, elles sont oblongues (*sporæ obovatæ*) et ne ressemblent pas aux cellules du stroma. Chez le *Crocysporium torulosum*, M. Bonorden les décrit et les présente « *ebenfalls ovale Sporen*, » *die aber als ganz runde abgestossen werden* ».

D'après mes recherches, cette dernière espèce *n'a pas de spores*. Ni sèche ni humide, la surface des globules ne se couvre d'organes reproducteurs sphériques et détachés. En observant la surface du bois pourri voisine de la place occupée par le Champignon, je n'ai pu observer une seule spore. En effet, si nous écrasons un globule entre deux verres, ou bien si nous le fragmentons avec des aiguilles, il est facile de constater dans le morceau du tissu déchiré une grande quantité de cellules sphériques, qui rappellent les dessins de M. Bonorden ; mais on peut voir aussi que la membrane de chaque cellule est percée à une

(1) *Handbuch*, p. 80.

place quelconque, et que les ouvertures correspondent, soit à l'endroit où la boutonnière était attachée, soit à un isthme (fig. 25, *u*, *u*, *u*). Pour mieux observer le développement de la multiplication du *Crocysporium torulosum*, je mis des globules dans une goutte d'eau mélangée à une infusion de fumier de cheval, ou dans une décoction de fruits (framboises, fraises, etc.); je laissai enfin tout simplement le morceau de bois avec le Champignon dans une atmosphère humide sous une cloche; mais toutes ces expériences furent sans résultat, la germination ne s'effectua pas, et je ne remarquai aucun organe de multiplication. Une seule fois, sur un exemplaire resté quatre jours dans l'eau, lorsque toute la goutte fourmillait de Bactéries, de longs filaments apparurent au-dessus des quatre cellules sphériques de la surface, mais le lendemain ils étaient détruits (fig. 26, *x*, *x*, *x*). Par conséquent, il m'est impossible de dire quelque chose de positif sur la multiplication du *Crocysporium torulosum*. — Où doit-on classer l'organisme qui nous occupe? Je supposais que peut-être le *Crocysporium torulosum* pouvait se multiplier comme le *Coleosporium* et *Melampsora*, ou bien à la manière du *Podisoma* et du *Cronartium*; mais il est plus probable que nous avons sous les yeux quelque chose d'analogue à un *Sclerotium*. Peut-être enfin cette forme stérile ne donnera-t-elle qu'au printemps prochain des organes de multiplication bien caractérisés.

Quoi qu'il en soit, il faut espérer que des recherches ultérieures éclairciront la question; mais jusqu'ici il est impossible de rapporter le *Crocysporium torulosum* à un groupe bien défini de Champignons.

EXPLICATION DE LA PLANCHE 6.

(Tous les dessins excepté fig. 1 et 27, sont dessinés au grossissement 550/1.)

Fig. 1. Un morceau de bois couvert de *Crocysporium torulosum*, grandeur naturelle.

Fig. 2. De jeunes exemplaires du même Champignon. — *m*, le mycélium; *a*, le germe du globule.

Fig. 3, 4. De très-jeunes exemplaires. — *m*, le mycélium.

Fig. 5, 6. Le mycélium du *Crocysporium torulosum*. — *s*, boutonnière.

Fig. 7. Deux cellules sur le filament du mycélium.

Fig. 8. Deux cellules entrant en copulation.

Fig. 9. De nouvelles cellules développées à la base.

Fig. 10. Une pelote de nouvelles cellules. — *a*, une cellule oblongue s'est cloisonnée ; *s*, boutonnière.

Fig. 11, 12. Le développement ultérieur de la pelote.

Fig. 13. Une partie du globule fragmentée au moyen d'aiguilles.

Fig. 14. Une partie d'un exemplaire plus âgé. — *a*, deux cellules entrent en copulation par un isthme ; *u*, l'ouverture d'une cellule de l'extrémité et formée par la destruction d'un isthme.

Fig. 15. Un exemplaire semblable ; les cellules entrent en copulation sans isthmes, mais par les ouvertures de la membrane.

Fig. 16. La copulation des cellules sphériques par les isthmes.

Fig. 17 *a*. Une seule cellule à l'extrémité des chaînes.

Fig. 17. La copulation de deux cellules supérieures et de deux cellules du milieu par l'union.

Fig. 18. La copulation de deux cellules de l'extrémité.

Fig. 19-24. Les chaînes des cellules détachées au moyen d'aiguilles : on voit des boutonnières intactes et des boutonnières déchirées (*s*, *s*).

Fig. 25. Les cellules sphériques de l'extrémité : on voit les ouvertures (*u*, *u*) correspondant à la place des boutonnières (les spores de M. Bonorden).

Fig. 26. La germination (?) de cellules de l'extrémité. -- *x*, *x*, des longs fils sortent des cellules.

Fig. 27. Les hyphes et les spores du *Crocysporium torulosum*, d'après M. Bonorden. — *a*, les hyphes avec une seule spore ; *b*, un hyphe avec deux spores (*x*) ; *s*, une boutonnière (?) ; *c*, des spores détachées.

RECHERCHES

SUR

L'INFLUENCE DE LA LUMIÈRE ET DE LA CHALEUR RAYONNANTE SUR LA TRANSPIRATION DES PLANTES

Par M. J. WIESNER (1).

L'influence de la lumière sur la transpiration des plantes est tellement puissante, que les appareils les plus grossiers ont suffi pour la mettre au jour. Il y a plus de cent vingt ans que Guettard (2) a démontré, à l'aide d'expériences très-primitives, dans lesquelles il ne tint compte ni de la température, ni de l'humidité de l'air, que la lumière favorise la transpiration. Depuis, l'effet de la lumière dans cette fonction de la vie végétale a été confirmé ; on a prouvé qu'il ne s'agit pas d'une simple élévation de la température ; mais ces recherches n'ont pas été approfondies avec plus de soin.

Unger et plus tard M. Sachs ont supposé que les mouvements des stomates sous l'influence de la lumière sont la cause de l'action de cet agent physique sur la transpiration. Cependant d'autres observations pourraient faire croire que l'ouverture des stomates n'est qu'un effet de l'exaltation de la transpiration au lieu d'en être la cause : telle est l'observation de M. Barthélemy (3), qui montre que l'ouverture des stomates dépend de la pression des gaz à l'intérieur des plantes, de telle sorte que ces petits orifices sont ouverts à l'obscurité quand il existe une forte

(1) *Untersuchungen über den Einfluss des Lichts und der strahlenden Wärme auf die Transpiration der Pflanze* (*Sitzungsb. der k. Akad. d. Wissensch.*, 1876, t. LXXIV).

(2) *Mém. de l'Acad. des sc. de Paris*, 1747-1749.

(3) *Ann. des sc. nat.*, 5e série, t. XIX, p. 150.

pression dans la plante, tandis qu'ils peuvent être fermés à la lumière quand la pression est faible. Je reviendrai plus tard sur ce sujet; pour le moment, il me suffit de faire remarquer que la relation entre l'éclairage et la transpiration est restée inexpliquée jusqu'à ce jour.

Quant à l'influence de lumières différemment colorées sur la transpiration, nous possédons quelques recherches qui sont en partie contradictoires. Tandis que d'un côté il n'a pas été possible de fixer la relation entre la réfrangibilité de la lumière et la transpiration (1), deux observateurs français, d'un autre côté, ont émis l'opinion que ce sont les rayons les plus lumineux du spectre qui possèdent au plus haut degré la propriété d'accélérer la transpiration : ce sont, d'après ces auteurs, les mêmes rayons qui déterminent avec le plus d'énergie la décomposition de l'acide carbonique (2).

M. Baranetzky pense que, toutes choses égales d'ailleurs, la transpiration n'est pas toujours proportionnelle à l'intensité de la lumière; il imagine que la lumière possède un pouvoir excitant sur la plante, et que la sensibilité de celle-ci diminue à tel point, que les excitations lumineuses cessent d'agir quand elles sont fréquemment répétées.

Telles sont, à ma connaissance, les seules recherches sur la relation entre la lumière et la transpiration.

Depuis quelques années je m'occupe du même sujet, que je crois avoir fait avancer d'un pas important.

I

DE LA MARCHE DE LA TRANSPIRATION PENDANT LES ALTERNATIVES DE LUMIÈRE ET D'OBSCURITÉ.

Trois jeunes Maïs garnis de trois feuilles très-vertes, et dont les racines plongeaient dans de l'eau couverte d'une couche d'huile pour empêcher l'évaporation directe de ce liquide, ont

(1) Daubeny, *Philos. Trans.*, 1836. — Sachs, *Physiol.*, p. 228.

(2) Dehérain, *Ann. des sc. nat.*, 5e série, t. XII. — Risler, *Archives des sc. phys. et nat.*, 1871.

été placés, avec le vase qui les contenait, dans le plateau d'une balance. On a fait l'équilibre, et l'on a retranché 10 milligrammes; pour évaluer l'activité de la transpiration, il suffisait de noter le temps qu'il fallait pour que l'équilibre fût rétabli.

		Minutes.	Secondes.
Expérience n° 1 :	1re pesée.............	6	15
	2e —	7	15
	3e —	4	30
	4e —	4	20
	5e —	7	45
	6e —	5	10

La balance n'oscillait pas d'une manière sensible; les mouvements de la plante ne pouvaient donc pas intervenir dans la transpiration. La température et l'humidité de l'air n'avaient pas changé pendant l'expérience; les variations de la transpiration ne pouvaient avoir d'autre cause que l'inégal éclairage d'un ciel couvert de petits nuages.

Je résolus de faire quelques expériences à la lumière artificielle qu'il était en mon pouvoir de maintenir constante. Les résultats ont été si heureux, que j'employai dès lors de préférence la lumière artificielle à la lumière solaire directe ou diffuse.

Comme source lumineuse, j'employais une flamme à gaz qui brûlait dans une chambre tout à fait obscure. Des précautions ont été prises pour obtenir une lumière aussi constante que possible. Les plantes ont été disposées à la distance d'un mètre de la flamme.

L'état hygrométrique et la température du laboratoire ne subissaient que de légères variations. La flamme de gaz, qui brûlait nuit et jour pendant des mois, maintenait la température au même degré; au besoin on pouvait l'abaisser en ouvrant une porte qui donnait dans une pièce froide et obscure; on pouvait l'élever à l'aide d'une flamme de gaz peu éclairante. Les conditions qui régissent le développement de la vapeur d'eau restaient également constantes. Pour chaque expérience, je noterai la température et la tension de la vapeur.

Pour évaluer la chaleur rayonnante, je me servais d'abord

d'un thermomètre dont la boule était recouverte de noir de fumée, mais je l'ai remplacé bientôt par le thermomètre « à radiation » de Casella, dont la boule noircie se trouve dans un petit manchon de verre vide d'air.

La tension de la vapeur et l'état hygrométrique ont été déterminés à l'aide du psychromètre d'August, dont les thermomètres étaient gradués en dixièmes de degré, et je me servais, pour les réductions, des tableaux de Wild modifiés par M. Jelinek (1).

Dès les premiers essais, je remarquai que la transpiration n'est pas la même lorsqu'on transporte la plante de l'obscurité au jour, ou qu'on la pèse après un séjour prolongé à la lumière. Dans le premier cas, la transpiration diminue jusqu'à une certaine limite; dans le second, elle reste constante.

Un certain nombre d'expériences permettent de déduire les conclusions suivantes :

1° Quand on transporte une plante de l'obscurité à la lumière, on observe d'abord une transpiration plus active, qui diminue progressivement, quoique les conditions extérieures restent les mêmes, et qui arrive finalement à une valeur stationnaire.

2° Une plante transportée de la lumière à l'obscurité, les autres conditions restant les mêmes, fournit d'abord des transpirations plus fortes que plus tard. Il s'établit finalement un chiffre constant, et cela en moins de temps que dans le cas précédent.

3° Lorsqu'on remplace l'éclairage par une lumière plus intense, les choses se passent comme si l'on avait transporté la plante de l'obscurité à la lumière, et réciproquement; mais les valeurs obtenues ne sont pas les mêmes.

Ces observations ne sont point en contradiction avec celles de M. Baranetzky. Je ne les ai pas poussées assez loin pour juger les résultats obtenus par cet observateur. Je ne me suis pas attaché du tout à étudier l'influence d'une succession ra-

(1) *Psychrometertafeln nach Wild's Tafeln bearbeitet von C. Jelinek.* Wien, 1876.

pide de lumière et d'obscurité sur la transpiration. Je me permettrai seulement d'indiquer ici, par anticipation, que l'action de la lumière sur la transpiration repose sur la transformation de cet agent physique en chaleur, et que la plante, une fois échauffée, ne pourra que lentement se mettre en équilibre de température avec le milieu ambiant. Cette considération fait comprendre aisément pourquoi la plante finit par devenir insensible aux changements de lumière et d'obscurité.

Je passe maintenant à l'exposé de ces expériences qui doivent démontrer les propositions ci-dessus :

Expérience n° 2. — Un *Hartwegia comosa*, qui avait pris racine dans l'eau, portait cinq feuilles d'un vert foncé, turgescentes, fraîches, pesant 4^{gr},2 et mesurant une surface totale de 58 centimètres carrés. Cette plante avait séjourné pendant douze heures à l'obscurité, à la température de 23°,3, la tension de la vapeur de l'air étant 12,6 (état hygrométrique = 59).

Ni la force lumineuse de la flamme, ni la tension de la vapeur n'avaient changé d'une manière sensible. La température seule oscillait entre 23°,2 et 23°,5.

	Milligr. de vapeur d'eau.
Au bout de la 1re heure, la plante avait dégagé.......	59
— 2e —	48
3e —	44
4e —	42

Ce dernier chiffre s'est ensuite maintenu pendant cinq heures.

Expérience n° 3. — La même plante, exposée pendant dix-huit heures à la lumière, a été transportée à l'obscurité, la température étant de 22°,8-23°,1 et la tension de la vapeur de 12,8 (e = 61).

	Milligr. de vapeur d'eau.
Au bout de la 1re heure, la plante avait dégagé.......	31
— 2^{e}	30
3^{e}	29

Ce dernier chiffre est resté constant.

Expérience n° 4. — Trois jeunes Maïs, dont les organes aériens pesaient frais 1gr,7, et mesuraient une surface totale de 39 centimètres carrés, ont séjourné à l'obscurité pendant douze heures, à la température de 21°,8-22°,3, la tension de la vapeur étant de 12,7 ($e = 60$).

A la température de 21°,8-22°,4, la tension de la vapeur étant de 12,4 ($e = 60$), ils ont fourni les quantités d'eau suivantes :

	Milligr. d'eau.
Au bout de la 1re demi-heure, la plante avait dégagé...	36
— 2e —	31
— 3e —	28
— 4e —	26
— 5e —	25
— 6e —	25
— 7e —	25

Pour m'assurer si les très-faibles mouvements qu'on est obligé de faire subir aux plantes pour les transporter dans la balance n'exercent aucune influence sur la transpiration, comme les expériences de M. Baranetzky pourraient le faire croire, j'ai opéré comme dans la première expérience (23°,7), la tension de la vapeur et l'éclairage étant constants.

Expérience n° 5. — La même plante, arrivée à une transpiration constante, a été disposée dans le plateau de la balance. L'équilibre étant établi, on enleva 5 milligrammes et l'on nota le temps qu'il fallait pour que l'équilibre fût rétabli.

	Temps.	
	Minutes.	Secondes.
1re pesée..............................	6	10
2e —	6	15
3e —	6	16
4e —	6	10

Les lectures n'étaient exactes qu'à 5 secondes près, les différences que j'ai obtenues sont donc trop petites pour entrer en ligne de compte.

La plante a évaporé des quantités d'eau égales en temps égaux.

Expérience n° 6. — Un rameau frais de *Taxus baccata* pesant 3gr,72, garni de 345 feuilles, avait séjourné pendant 12 heures à une lumière constante. On le plaça avec l'appareil dans la balance, la température étant de 22°,2 et la tension de la vapeur 13,1 ($e = 66$). On enlevait chaque fois 5 milligrammes.

	Minutes.	Secondes.
1re pesée	6	15
2e —	6	15
3e —	6	10
4e —	6	15
5e —	6	10

Ces deux expériences prouvent qu'en pesant avec soin, la constance de la transpiration n'est pas troublée.

Les expériences suivantes sont destinées à prouver que les changements de l'éclairage influencent la transpiration de la même manière que le passage de l'obscurité à la lumière.

Expérience n° 7. — Trois jeunes Maïs dont les organes aériens pesaient 1gr,60 et mesuraient environ 42 centimètres ont été exposés dans l'appareil.

Les conditions physiques et l'évaporation sont réunies dans le tableau suivant :

ÉCLAIRAGE.	TEMPÉRATURE.	TENSION de la vapeur.	ÉTAT hygrométrique.	ÉVAPORATION pendant la première heure.	ÉVAPORATION par heure, après l'établissement d'un chiffre constant.
Lumière solaire directe.	Thermomètre ordinaire, 24°,5-25°,9. Thermomètre à radiation, 39°,2.	16	68	Milligr. 249	Milligr. 198
Lumière solaire diffuse	23°,9-24°,6.	13,9	66	80	68
Bec de gaz ($p = 13^{mm},5$).	Thermomètre ordinaire, 23°,9. Thermomètre à radiation, 25°,4.	14,9	67	39	32
Obscurité.	23°,9.	14,9	67	29	27

Expérience n° 8. — On étudia l'évaporation de trois jeunes Maïs dont les organes verts pesaient frais 1gr,25 et mesuraient une surface totale de 36 centimètres carrés.

Un grand nombre d'autres expériences ont donné des résultats semblables; il me semble inutile de rapporter tous ces chiffres.

Dans tous les cas, ces quelques expériences montrent qu'on s'expose à de graves erreurs quand on étudie l'action de la lumière sur la transpiration, sans tenir compte des changements de l'éclairage.

Quant à l'influence de la lumière elle-même, elle est bien évidente. On voit la transpiration augmenter avec l'intensité de l'éclairage, l'état hygrométrique et la tension de la vapeur restant les mêmes ou subissant de si légères variations, qu'elles ne sauraient en aucune façon expliquer les changements de la transpiration.

ÉCLAIRAGE.	TEMPÉRATURE.	TENSION de la vapeur.	ÉTAT hygrométrique.	ÉVAPORATION pendant la première heure.	ÉVAPORATION par heure après l'établissement d'un chiffre constant
Obscurité.	24°,3.	14,9	67	Milligr. 19	Milligr. 17
Bec de gaz ($p = 13^{mm},5$).	Thermomètre ordinaire, 24°,3. Thermomètre à radiation, 26°.	14,9	67	20	23
Lumière solaire diffuse.	24°,2-24°,7.	14,0	66	82	66
Lumière solaire directe.	Thermomètre ordinaire, 24°,8-25°,8. Thermomètre à radiation, 44°,3.	16,0	68	256	192

II

DE LA TRANSPIRATION DES ORGANES VERTS ET ORGANES DÉPOURVUS DE CHLOROPHYLLE A L'OBSCURITÉ ET A LA LUMIÈRE D'INTENSITÉ VARIABLE.

Jusqu'à présent je n'ai parlé que de la transpiration des organes verts. Dans ce chapitre, je démontrerai que la chlorophylle joue un rôle important dans la transpiration des végétaux à la lumière. Les organes très-verts sont bien plus sensibles à la lumière que ceux qui ne sont pourvus que d'une faible quantité de chlorophylle et y transpirent bien plus que ces derniers, toutes les autres circonstances étant égales d'ailleurs.

Je m'en tiendrai, dans ce chapitre, au simple exposé de mes expériences, me réservant pour plus tard les rapports entre la transpiration à la lumière et la chlorophylle.

Expérience n° 9. — Je choisis trois Maïs nouvellement développés et je les disposai dans l'appareil. Ils pesaient 1gr,36 et les organes aériens avaient une surface de 31 centimètres carrés.

Ces plantes sont restées un quart d'heure à l'obscurité, la température oscillant entre 24°,8 et 26°,3, la tension de la vapeur étant de 15,8 à 17,6 ($e = 68 - 69$). L'appareil a été pesé et l'on a étudié l'évaporation à la lumière solaire et à la lumière diffuse.

ÉCLAIRAGE.	HEURE ET DURÉE DE L'EXPÉRIENCE.	EAU ÉVAPORÉE.
		Milligr.
Lumière solaire......	De 11 heures à 11 heures 1/2.	335
-	De 11 heures 1/2 à midi.	245
-	De midi à midi 1/2.	186
......	De midi 1/2 à 1 heure.	157
......	De 1 heure à 1 heure 1/2.	158
......	De 1 heure 1/2 à 2 heures	156
-	De 2 heures à 2 heures 1/2.	156
Lumière diffuse......	De 2 heures 1/2 à 3 heures.	44
intense.....	De 3 heures à 3 heures 1/2.	41
—	De 3 heures 1/2 à 4 heures.	40
-	De 4 heures à 4 heures 1/2.	40

Pendant cette expérience, la température marquée par le thermomètre à l'abri du rayonnement et la tension de la vapeur ne sont pas sorties des limites indiquées ci-dessus.

Expérience n° 10. — Trois Maïs vigoureux, étiolés, pesant ensemble 1gr,84 et mesurant 43 centimètres carrés.

Cette expérience a été faite en même temps que la précédente.

ÉCLAIRAGE.	HEURE ET DURÉE DE L'EXPÉRIENCE.	EAU ÉVAPORÉE
		Milligr.
Lumière solaire......	De 11 heures 1/4 à 11 heures 3/4.	44
—	De 11 heures 3/4 à midi 1/4.	42
—	De midi 1/4 à midi 3/4.	41
—	De midi 3/4 à 1 heure 1/4.	40
—	De 1 heure 1/4 à 1 heure 3/4.	40
—	De 1 heure 3/4 à 2 heures 1/4.	40
—	De 2 heures 1/4 à 2 heures 3/4.	40
Lumière diffuse......	De 2 heures 3/4 à 3 heures 1/4.	23
— intense.....	De 3 heures 1/4 à 3 heures 3/4.	23
— —	De 3 heures 3/4 à 4 heures 1/4.	22
— —	De 4 heures 1/4 à 4 heures 3/4.	22

Comme les conditions extérieures ont été les mêmes pour cette expérience que pour la précédente, il est bien clair que la plante verte a dégagé bien plus de vapeur d'eau au soleil que la plante étiolée. En envisageant seulement les valeurs constantes, on obtient pour la transpiration à la lumière solaire diffuse et à la lumière directe les rapports suivants :

Pour le Maïs vert, la transpiration à la lumière diffuse est à celle à la lumière directe comme 1 est à 3,9
Pour le Maïs étiolé, on obtient le rapport...... 1 est à 1,7

Quand on considère les chiffres obtenus au bout de la première demi-heure, ces deux rapports diffèrent d'une manière bien plus frappante encore ; ils sont alors :

Pour le Maïs vert, comme.................. 1 est à 7,6
Pour le Maïs étiolé, comme.................. 1 est à 1,8

De nombreuses expériences semblables à la lumière solaire et à la lumière diffuse ont donné des résultats analogues.

Expérience n° 11. — Pour étudier l'influence de la lumière du gaz sur la plante étiolée, je disposai dans mon appareil trois Maïs étiolés pesant 1gr,90 et mesurant 44 centimètres carrés. Ces plantes, abandonnées à elles-mêmes pendant trois heures à l'obscurité, à la température presque constante de 22°,5, la tension de la vapeur étant de 13,1 ($e = 65$), ont donné 20 milligrammes d'eau par demi-heure. A la flamme de gaz brûlant sous la pression de 5 milligrammes d'eau, l'évaporation s'est à peine élevée; par demi-heure il y avait une augmentation d'un milligramme. Le gaz brûlant sous la pression de 13,5, l'augmentation était à peine sensible; sous la pression de 25 millimètres, l'évaporation était de 26 milligrammes par demi-heure. L'éclairage était moindre qu'à la lumière solaire diffuse, et cependant la transpiration était plus forte; l'augmentation était évidemment causée par la diminution de l'état hygrométrique de l'air qu'on a observée pendant les expériences à la lumière artificielle.

Cette expérience prouve que la flamme de gaz, qui exerce une action évidente sur la transpiration de la plante verte, reste presque sans effet sur celle de la plante étiolée.

Cette influence si différente de la lumière sur la plante verte et la plante étiolée m'a fait penser qu'il fallait en chercher la cause dans les différences de la structure anatomique; mais l'examen microscopique des plantes à cet état de développement ne m'a pas révélé de différences capables d'expliquer la variation de la transpiration. L'épiderme est le même, les stomates sont également développés; dans la plante verte comme dans la plante étiolée, ils sont presque complétement fermés, ils le sont même dans les plantes vertes exposées pendant des heures à la lumière solaire. Cette seule observation parle au moins contre la généralisation de l'idée d'une relation entre la transpiration et les mouvements des stomates. Plus d'une fois j'ai trouvé les stomates tout ouverts sur des *Hartwegia comosa* maintenus à l'obscurité.

Expérience n° 12. — Restait à voir si l'augmentation de la

quantité de chlorophylle entraîne l'exaltation de la transpiration à la lumière. J'ai disposé deux appareils, chacun avec trois Maïs étiolés, dont l'un, A, pesait 1gr,83 avec une surface de 45 centimètres carrés, l'autre, B, 1gr,88 avec 47 centimètres carrés de surface.

A restait exposé à la lumière depuis le commencement de l'expérience et verdissait peu à peu ; B, au contraire, restait à l'obscurité : il ne pouvait pas s'y développer une quantité appréciable de chlorophylle.

B.

Nature de l'éclairage.	Eau évaporée par minute.
Obscurité	41 milligr.
Lumière diffuse	44
Obscurité pendant douze heures	41
Lumière diffuse	44
Soleil	148
Obscurité	45
Dix-huit heures à la lumière diffuse	46
Soleil	152

A.

Obscurité	44 milligr.
Lumière diffuse	48
Obscurité pendant huit heures	44
Lumière diffuse pendant huit heures	54
Les plantes commencent à verdir.	
Lumière diffuse pendant quatre heures	54
Soleil	211
Dix heures à la lumière diffuse	57
Plantes très-vertes.	
Douze heures à l'obscurité	45
Lumière diffuse	58
Soleil	297

La température oscillait entre 21°,2 et 25°,4, la tension de la vapeur entre 12,6 et 14,3, l'état hygrométrique entre 60 et 68.

Ces expériences, et plusieurs autres qui ont donné des résultats semblables, indiquent que l'action de la lumière sur la transpiration est d'autant plus grande que la plante renferme plus de chlorophylle.

Je me servis de quatre inflorescences de *Spartium junceum*.

Les seize fleurs pesaient ensemble 2gr,64, tandis que les parties vertes ne pesaient que 2gr,27. La surface totale des parties florales était de 190 centimètres carrés, celle des parties vertes 4 centimètres carrés. La part des organes verts dans la transpiration ne pouvait être que très-faible ; on l'a négligée.

Température du thermomètre ordinaire	24°,2-26°,8
Tension de la vapeur	13°,6-14°,3
État hygrométrique	68 -74

Nature de l'éclairage.	Eau dégagée par heure.
Obscurité	123 milligr.
Lumière diffuse	131
Soleil	331

Cette expérience répétée avec le même succès prouve que les organes colorés de la plante transpirent aussi plus fortement à la lumière qu'à l'obscurité. La matière colorante jaune des fleurs donne le spectre d'absorption de la xanthophylle (1).

Concurremment avec cette expérience, j'en ai conduit trois autres avec des Maïs verts et étiolés, avec les fleurs jaunes du *Lilium croceum*, avec les fleurs blanches du *Malva arborea*. Les conditions de température et d'humidité ont été les mêmes que dans l'expérience précédente.

Expérience n° 13. — Une fleur de *Lilium croceum*, dont la surface était de 156 centimètres carrés et le poids de 3gr,32, se comporta de la manière suivante à la lumière et à l'obscurité :

Nature de l'éclairage.	Eau dégagée par heure.
Obscurité	60 milligr.
Lumière diffuse	93
Soleil	178

La matière colorante dissoute dans l'alcool donne une bande pâle dans le bleu, et une absorption très-nette dans l'indigo et le violet.

Expérience n° 14. — Une fleur blanche de *Malva arborea*

(1) G. Kraus, *Chlorophyllfarbstoffe*, p. 114. L'extrait alcoolique des pétales donne à peu près le même spectre que celui des pétales de *Brassica* (*Sinapis*) *nigra*.

(surface, 150 centimètres carrés; poids de la corolle, 0,86) a donné :

Nature de l'éclairage.	Eau dégagée par heure.
Obscurité	35 milligr.
Lumière diffuse	42
Soleil	95

Les pétales recouvraient les bords du vase d'une telle manière, que le calice vert ne pouvait transpirer que faiblement.

L'extrait alcoolique des pétales est très-faiblement coloré en jaune, et donne, sur une épaisseur de 2 centimètres, le même spectre que celui du *Lilium croceum*.

Pour comparer les trois expériences (13-15), j'ai calculé la transpiration à la lumière diffuse et au soleil, en égalant à 100 la transpiration à l'obscurité et en rapportant toutes ces valeurs à la même surface.

J'ai ajouté à ces résultats ceux que j'ai obtenus avec un Maïs étiolé et un Maïs vert.

Comparaison de la transpiration à la lumière diffuse et au soleil, la transpiration à l'obscurité étant 100, sans tenir compte de la surface.

Sujets.	Eau dégagée à la lumière diffuse.	Eau dégagée au soleil.
Spartium junceum	106	269
Lilium croceum	155	296
Malva arborea	120	271
Zea Mays étiolé	106	290
— vert	116	802

Eau dégagée par heure et par 100 centimètres carrés.

Sujets.	Obscurité.	Lumière diffuse.	Soleil.
Spartium junceum	64 milligr.	69 milligr.	174 milligr.
Lilium croceum	38	59	114
Malva arborea	23	28	70
Zea Mays étiolé	106	112	290
— vert	97	114	785

Il est donc bien prouvé que la transpiration des organes colorés autrement qu'en vert est sensible à la lumière, mais à un degré bien moindre que dans les organes verts; tous les organes qui transpirent plus activement à la lumière qu'à

l'obscurité, renferment des substances colorées qui présentent dans leurs spectres des bandes d'absorption plus ou moins complètes.

III

INFLUENCE DES RAYONS CALORIFIQUES OBSCURS SUR LA TRANSPIRATION.

Outre la lumière, plusieurs autres circonstances, comme la pression, la tension de la vapeur, la température, etc., agissent sur la transpiration. Il est facile, à l'aide des expériences que j'ai rapportées, de calculer, pour chaque cas spécial, la part qui revient à la lumière seule. Ainsi, par exemple, l'expérience n° 7 montre que pour 100 parties d'eau évaporée :

86 doivent être attribuées à l'action de la lumière solaire,

60 à la lumière diffuse,

15 à la lumière du gaz.

Toutes les autres se rattachent à d'autres causes.

J'ai été conduit de cette manière à étudier l'action des différentes parties du spectre, et en première ligne l'*influence des rayons calorifiques ultra-rouges*, qui fait l'objet de ce chapitre.

M. Dehérain (1) a exposé une plante dans l'air saturé derrière une solution d'iode dans le sulfure de carbone qui ne laisse passer que les rayons calorifiques obscurs, et il en conclut que dans ces conditions, les rayons obscurs sont pour ainsi dire sans effet sur la transpiration.

J'ai fait moi-même deux séries d'expériences avec de jeunes Maïs et des rameaux d'If. Seize expériences à la lumière solaire et à la lumière du gaz m'ont conduit à ce résultat : *que les rayons calorifiques obscurs agissent très-fortement sur la transpiration, et que cette influence, relativement à celle des autres rayons du spectre, est plus grande quand on se sert de la lumière du gaz que quand on opère à la lumière solaire* (2).

(1) *Loc. cit.*, p. 17.

(2) La flamme du gaz donne bien plus de rayons calorifiques que de rayons lumineux (Tyndall).

Les plantes étaient recouvertes de cloches de verre à doubles parois, disposées sur de petites pièces de bois hautes de 3 à 5 centimètres, de sorte que l'air pouvait se renouveler constamment autour de la plante. La lumière qui pouvait arriver en dessous était tellement faible, qu'on pouvait la négliger; du côté de la source lumineuse les plantes étaient protégées contre la lumière réfléchie par de petits écrans de papier qui dépassaient un peu les supports de la cloche.

Pour chacune des deux séries j'employai trois de ces cloches à doubles parois ; l'une d'elles renfermait du sulfure de carbone, l'autre une solution d'iode dans le sulfure de carbone, et la troisième une solution concentrée d'alun. La première laissait passer les rayons lumineux et calorifiques obscurs, la deuxième les rayons calorifiques ultra-rouges seuls, et la troisième les rayons lumineux et ultra-violets. Je négligeai l'absorption de la chaleur obscure par les parois de verre, ainsi que la réflexion des rayons sur toutes les parois brillantes, qui, du reste, était sensiblement la même pour les différentes expériences.

Il est évident qu'avec un aussi grand nombre de sources d'erreur je ne pouvais pas m'attendre à des chiffres absolument concordants; j'avais cependant en mon pouvoir de contrôler mes expériences en déterminant l'évaporation de mes plantes à l'obscurité, toutes les autres circonstances restant les mêmes. Les lectures psychrométriques me donnaient l'état hygrométrique de l'air, qui ne différait de celui des expériences précédentes que de deux au maximum.

Chaque série se composait de trois appareils dont chacun reçut trois Maïs. Soient A, B et C respectivement les plantes de chacun des trois appareils, et v_1, v_2, et v_3 les quantités d'eau qu'elles exhalent en un temps donné.

A, placé sous la cloche au sulfure de carbone, a dégagé en un même temps une quantité d'eau que je désigne par x.

B, sous la solution d'iode dans le sulfure de carbone, a dégagé la quantité y; et C, sous la solution d'alun, la quantité z.

Soient w_1, l'eau dégagée par l'action des rayons lumineux et des rayons chimiques; w_2, celle qu'il faut attribuer aux rayons

ultra-rouges, et w_3 celle qui résulte de diverses autres influences, nous aurons les trois égalités suivantes :

$$w_1 = x - y$$
$$w_2 = x - z$$
$$w_3 = y + z$$

Or les quantités v_1, v_2 et v_3, qui doivent être égales, ne sont autre chose que w_3. La différence entre la valeur calculée de w_3 et les valeurs observées de v_1, v_2 et v_3, représentent la somme des erreurs contenues dans w_1 et w_2.

Dans mes expériences, les valeurs calculées et les valeurs observées n'ont pas été les mêmes, et les différences ont même varié de 1 à 12 pour 100; elles ne sont cependant pas assez fortes pour que ma conclusion en perde sa valeur.

Voici les deux séries d'expériences.

Expérience n° 15. — Source lumineuse : flamme de gaz brûlant sous la pression de 20 millimètres. Les cloches étaient à une distance horizontale de $0^m,65$ et verticale de $0^m,85$.

Température :	Thermomètre ordinaire......	23°,5-24°,0
	Thermomètre à radiation....	28°,2
Tension de la vapeur.....................		15,2-16,3
État hygrométrique.....................		71-72
Poids des organes aériens....		A = 1gr,70
		B = 1gr,49
		C = 1gr,81
Surface..............................		A = 42 cent. carr.
		B = 38
		C = 46

v_1 (par heure)............................	50 milligr.
v_2	43
v_3	56
x	69
y	52
z	64

Quand on pose $v_1 = v_2 = v_3 = 100$ milligrammes par heure, on obtient pour :

x (par heure)	138 milligr.
y —	120
z —	114

$$w_1 = 138 - 120 = 18$$
$$w_2 = 138 - 114 = 24$$
$$w_3 = 120 + 114 - 138 = 96$$

La valeur calculée de la transpiration à l'obscurité est de 96, tandis que le chiffre obtenu par l'observation est 100.

Il résulte de ces expériences qu'en désignant par 100 l'eau évaporée, 43 reviennent aux rayons lumineux (et ultra-violets) et 57 aux rayons calorifiques obscurs.

Expérience n° 16.

Source lumineuse : soleil.	
Température : Thermomètre ordinaire	23°,5-24°,2
Température : Thermomètre à radiation	32°,6
Tension de la vapeur	15,8-16
État hygrométrique	73-75
Poids des organes aériens	A = 1gr,79
	B = 1gr,72
	C = 1gr,90
Surface	A = 44 cent. carr.
	B = 44
	C = 48

v_1, transpiration de A à l'obscurité, par heure	48 milligr.
v_2 — B —	45
v_3 — C —	50

A a donné à la lumière, derrière le sulfure de carbone	151
B — l'iode dissous dans le sulf. de carb.	62
C — la solution d'alun	133

Si l'on prend comme précédemment :

$$v_1 = v_2 = v_3 = 100,$$

on obtient :

$$x = 314$$
$$y = 137$$
$$z = 266$$

$$w_1 = x - y = 177$$
$$w_2 = x - z = 48$$
$$w_3 = y + z - x = 89$$

Il y a entre la valeur calculée de la transpiration à l'obscurité et la valeur observée une différence de 11 pour 100.

En passant sur ces erreurs d'expériences, on trouve d'une manière approximative que pour 100 d'eau transpirée,

79 reviennent aux rayons lumineux et ultra-violets, et 27 aux rayons calorifiques obscurs.

IV

RELATION ENTRE LA RÉFRANGIBILITÉ DE LA LUMIÈRE ET LA TRANSPIRATION.

Pour compléter l'historique qui précède ce travail, il me reste à examiner les recherches de M. Dehérain sur l'influence des rayons colorés. Voici, en résumé, les résultats de cet observateur :

1° L'influence de la lumière sur la transpiration réside dans la qualité lumineuse et non dans la qualité calorifique des rayons.

2° Les rayons les plus lumineux (jaunes et rouges), qui possèdent le plus grand pouvoir dans la décomposition de l'acide carbonique, sont également ceux qui activent le mieux la transpiration.

La première de ces deux propositions est déjà en désaccord avec les faits que j'ai rapportés dans le deuxième chapitre de ce mémoire ; les expériences que j'ai encore à décrire me permettront de la retourner, en disant que « la lumière n'agit sur la transpiration que parce qu'elle se transforme en chaleur ».

La deuxième proposition, dont je démontrerai plus loin l'inexactitude, nous apprendrait, si elle était vraie, un fait extrêmement remarquable, mais impuissant à nous expliquer la transpiration à la lumière, qui peut devenir tellement active qu'elle continue dans une enceinte saturée. Or, dans la décomposition de l'acide carbonique à la lumière, de la chaleur devient latente. Il est bien plus probable, comme l'a dit d'abord M. Sachs (1), que la transpiration dans l'air saturé repose sur

(1) *Physiologie*. 220-227.

l'échauffement intérieur des tissus. Quant à la cause de cet échauffement, M. Sachs croit la reconnaître dans la chaleur dégagée par la respiration; cependant cette quantité de chaleur n'est certainement pas capable de réparer les pertes produites par la décomposition de l'acide carbonique et par la réduction d'eau liquide en vapeur. On n'observe la transpiration dans l'air saturé que sur des plantes exposées à la lumière; il est donc probable que nous aurons à chercher une autre cause de l'élévation de la température dans les tissus intérieurs de la plante.

Je retourne aux expériences de M. Dehérain pour décrire son mode d'expérimentation. M. Dehérain, suivant l'exemple de Guettard, pesait l'eau condensée que dégageait une plante, ou plutôt une partie de plante dans une enceinte saturée. Il introduisait des feuilles de Maïs dans des tubes de verre et les exposait au soleil. La petite atmosphère confinée se saturait aussitôt de vapeur d'eau, mais il se dégageait de nouvelles quantités d'eau qui se déposaient sous la forme liquide sur les parois du tube. On pesait le tube avant et après l'expérience. Pour exposer ces appareils à la lumière différemment colorée, il les plaçait derrière des solutions colorées par le chromate neutre de potasse (1), de sulfate de cuivre ammoniacal, de carmin, de chlorure de cuivre et une solution violette d'iode dans le sulfure de carbone. M. Dehérain ne s'est pas occupé de l'analyse spectrale de ses couleurs.

Des expériences sur la décomposition de l'acide carbonique ont été faites derrière les mêmes solutions, et l'auteur indique la température, l'acide carbonique décomposé et l'eau dégagée. Il révèle ainsi une coïncidence étonnante entre ces deux grandes manifestations de la vie végétale. La plus forte transpiration a été obtenue dans le jaune, dans le violet (iode dans le sulfure de carbone); les quantités d'eau dégagées étaient très-faibles.

(1) MM. Draper, Sachs, Pfeffer et d'autres observateurs ont employé avec avantage le bichromate. Le sel neutre, sur une épaisseur d'un centimètre, laisse passer tout le vert du spectre, tandis que le sel acide absorbe une grande partie de cette couleur et en affaiblit le reste.

Les différences observées dans des rayons diversement colorés étaient très-considérables.

Une feuille de Blé pesant $0^{gr},175$ a donné par heure, à 38° C. :

		gr.
Derrière	le chromate de potasse	0,111
—	le sulfate de cuivre ammoniacal	0,011
—	l'iode dans le sulfure de carbone	0,001

M. Risler a confirmé les résultats de M. Dehérain.

J'ai poursuivi moi-même un tout autre chemin pour résoudre la même question. Je déterminais l'eau évaporée par la pesée directe de la plante, et je m'arrangeais de manière à ne pas opérer dans l'air saturé. Cette transpiration dans l'air saturé est un problème tout particulier qui ne pourra guère être résolu avant de connaître exactement les relations entre la végétation et la structure des organes aériens avec la transpiration.

J'ai obtenu les rayons colorés de deux manières différentes, par la projection d'un spectre solaire et par des solutions colorées.

Le spectre dont je me servais avait une hauteur de 15 centimètres. Sa largeur était telle que la distance des lignes de Frauenhofer B et D était de 12 centimètres. Il était donc facile de disposer une petite plante convenablement choisie dans une partie quelconque de ce spectre.

Tout l'appareil reposait dans le plateau de la balance, et j'opérais pour déterminer la quantité d'eau évaporée comme pour les expériences précédentes. J'ai étendu ces expériences sur les rayons ultra-violets, mais les résultats me paraissent un peu douteux. Les valeurs obtenues diffèrent de celles qu'on observe à l'obscurité. Cependant je n'ai pas réussi à écarter complétement l'action lumineuse des rayons violets voisins sans troubler sensiblement l'état hygrométrique de l'air. Il est donc bien possible que la différence doive être attribuée à cette cause d'erreur.

J'ai renoncé à contrôler mes expériences de chaleur obscure dans le spectre solaire, parce que je n'avais à ma disposition qu'un prisme de flint qui absorbe une grande partie des rayons calorifiques obscurs.

Expérience n° 17. — Trois Maïs très-verts, dont les organes aériens pesaient 2gr,40 et mesuraient une surface de 58 centimètres carrés, ont dégagé 62 milligrammes d'eau par heure, à l'obscurité, la température étant de 22°,1 à 22°,5, la tension de la vapeur de 14,2 à 15,2, et l'état hygrométrique de 74 à 75. Les plantes ont été placées d'abord dans le rouge; la plupart des feuilles étaient frappées des rayons situés entre B et C. On notait le temps qu'il fallait pour l'émission de 10 milligrammes de vapeur d'eau.

Dans le rouge :

	Temps pour dégager 100 milligr.	Eau dégagée par heure.
	Min.	Milligr.
Pesée n° 1	4,9	122
— n° 2	4,7	128
— n° 3	4,1	146
— n° 4	4,2	143
— n° 5	4,3	139
— n° 6	4,3	139
— n° 7	4,4	136
— n° 8	4,4	136
— n° 9	4,4	136

Dans le rouge orangé :

Pesée n° 1	5,3	113
— n° 2	4,4	136
— n° 3	4,8	125
— n° 4	4,9	122
— n° 5	4,8	125
— n° 6	4,9	122
— n° 7	4,9	122

Dans le bleu, à peu près à la place de l'avant-dernière bande d'absorption d'une solution normale de chlorophylle :

Pesée n° 1	4,6	130
— n° 2	4,3	139
— n° 3	3,9	159
— n° 4	4,0	150
— n° 5	4,1	146
— n° 6	4,1	146
— n° 7	4,1	146

Dans l'ultra-violet :

Pesée nº 1	7,5	80
— nº 2	8,2	73
— nº 3	9,1	66
— nº 4	8,5	70
— nº 5	8,5	70

En prenant pour les valeurs stationnaires les derniers chiffres de chacune des séries, nous aurons le tableau suivant :

	Évaporation. par heure.
Rouge	136 milligr.
Jaune orangé	122
Bleu	146
Ultra-violet	70
Obscurité	62

Il résulte de cette expérience que les rayons très-lumineux agissent moins activement sur la transpiration que les rayons qui correspondent aux bandes d'absorption de I à VII de la chlorophylle.

Ce fait, qui s'accorde très-bien avec l'action de la lumière sur la transpiration, m'a conduit à la pensée de rechercher si les rayons actifs ne sont pas précisément ceux qui sont absorbés par la chlorophylle et transformés en chaleur.

Ces mêmes plantes, qui occupaient une trop large partie du spectre, ne pouvaient pas servir à de nouvelles expériences destinées spécialement à l'étude de la transpiration dans les rayons qui correspondent aux bandes d'absorption de la chlorophylle.

Expérience nº 18. — Un Maïs garni de trois feuilles vertes a été fixé dans l'appareil de transpiration, puis on a coupé les deux petites feuilles et les cicatrices ont été bouchées avec de la cire à modeler. La feuille conservée s'est maintenue jusqu'à la fin dans un état de fraîcheur tel que toute inquiétude au sujet de l'état normal de la plante était écartée ; le parcours régulier de l'expérience le prouvait, du reste, d'une manière irrécusable. Le poids des organes restants était à la fin de l'expérience de 0gr,492, la surface de 9,5 centimètres carrés.

La température de la chambre obscure s'est maintenue pendant les expériences entre 22°,2 et 23°,6. Je n'ai pas noté la température dans les différentes couleurs du spectre, pour ne pas compliquer l'expérience et parce que je savais que la courbe de la transpiration, dans les différents rayons du spectre, diffère totalement.

La tension de la vapeur de l'atmosphère oscillait entre 14,8 et 15,3, et l'état hygrométrique était de 75 et 76.

La plante a donné à l'obscurité 24 milligrammes d'eau par heure.

1° *Dans la bande d'absorption 1*, située entre les lignes de Frauenhofer B et C :

	Temps pour dégager 4 milligr. Min.	Eau dégagée par heure. Milligr.
Pesée n° 1	7,2	33,3
— n° 2	6,9	34,8
— n° 3	6,4	37,5
— n° 4	6,8	35,2
— n° 5	7,0	34,3
— n° 6	7,0	34,3

2° *Dans le jaune orangé*, le bord externe de la feuille coïncidant avec la raie D. La feuille se trouvait assez exactement entre les bandes d'absorption II et III de la chlorophylle.

Pesée n° 1	9,1	26,3
— n° 2	8,1	29,6
— n° 3	7,4	33,9
— n° 4	7,5	32,0
— n° 5	7,4	32,0

3° *Dans le vert*, entre E et B, à distance égale des bandes d'absorption IV et V, dans la partie du spectre qui est le moins absorbée par la chlorophylle :

Pesée n° 1	8,4	28,5
— n° 2	8,1	29,6
— n° 3	7,8	30,7
— n° 4	7,9	30,4
— n° 5	7,9	30,4
— n° 6	7,9	30,4

4° *Dans le bleu*, au delà du milieu entre F et A, dans la partie du spectre qui correspond à la bande d'absorption VI (1) :

Pesée n° 1	6,9	34,8
— n° 2	6,0	40,0
— n° 3	5,8	41,3
— n° 4	5,5	43,6
— n° 5	5,2	38,7
— n° 6	6,2	38,7

Quand on considère comme stationnaires les dernières valeurs de chacune de ces séries d'expériences, on peut dresser le tableau ci-dessous :

	Eau dégagée par heure. Milligr.
Dans le *rouge*, bande d'absorpt. I de la solut. de chlorophylle.	34,3
— *jaune orangé*, entre les bandes II et III	32,0
— *vert*, entre IV et V	30,4
— *bleu*, correspondant à la bande VI	38,7

Les valeurs moyennes donnent :

Rouge	34,9
Orange	30,8
Vert	30,0
Bleu	39,5

Il est donc bien évident que ce ne sont pas les rayons les plus lumineux, les rayons jaunes, qui favorisent le plus la transpiration ; mais que cette faculté est répartie dans tout le spectre, de telle manière que les rayons les plus actifs sont précisément ceux qui correspondent aux sept bandes noires du spectre de la chlorophylle.

Il est curieux d'observer la plus forte transpiration dans les rayons qui correspondent à la bande VI. M. von Wolkoff a fait voir récemment (2) que c'est dans cette partie du spectre chlorophyllien que se fait la plus puissante absorption de lumière.

Les parties du spectre situées entre les bandes d'absorption, et qui sont toujours plus ou moins obscurcies par le passage

(1) Kraus, *Die Chlorophyllfarbstoffe*, p. 34.
(2) *Die Lichtabsorption in den Chlorophyllösungen*. Heidelberg, 1876.

à travers une solution de chlorophylle, ne sont pas sans action sur la transpiration; mais cette influence est inférieure à celle des rayons complétement éteints dans cette solution.

J'ai fait aussi une série d'expériences pour rechercher comment se comportent les plantes étiolées dans le spectre réel. L'absorption de la lumière dans les solutions de l'étioline (xanthophylle) est très-forte et même continue pour les rayons très-réfrangibles; mais on ne connaît que peu l'absorption dans la moitié peu réfrangible du spectre. M. Kraus (1) dit que toute la moitié antérieure du spectre, du rouge au vert, traverse, sans s'affaiblir, une solution alcoolique préparée avec de l'orge germée. M. Pringsheim (2), au contraire, croit qu'en couche épaisse cette solution produit des bandes d'absorption qui correspondent aux bandes I à IV de la chlorophylle.

Il est certain que les solutions étendues d'étioline produisent des absorptions très-nettes dans le bleu-indigo-violet, et laissent passer la partie moins réfrangible jusqu'au vert inclusivement.

Expérience n° 19. — De jeunes pieds d'Orge étiolés, qui dégageaient à l'obscurité 21 milligrammes d'eau, à la température de 22° à 22°,5 et à la tension de la vapeur de 14,5 à 15,1 (e = de 73 à 74), ont fourni dans les mêmes conditions de température et d'humidité :

Dans le bleu-indigo	36,1 milligr.
Dans le jaune orangé	32,8

Je passe maintenant aux expériences que j'ai faites avec des cloches à doubles parois et en me servant de solutions colorées, bichromate de potasse, sulfate de cuivre ammoniacal, chlorophylle dans l'alcool et dans l'éther. Cette dernière est préférable à la solution alcoolique pour les expériences de longue durée, parce que l'alcool, absorbant plus d'oxygène, hâte la destruction de la matière colorante à la lumière.

J'ai cherché à donner la même intensité à ces solutions, en

(1) *Loc. cit.*, p. 112.
(2) *Unters. über das Chlorophyll* (*Monatsb. der Berl. Akad.*, octobre 1874).

les comparant chacune avec la même liqueur incolore obtenue par la suspension d'un précipité très-fin d'oxalate de chaux dans de l'eau. Je me suis occupé, dans une autre publication, de la préparation de ces liqueurs (1).

Ces solutions laissent passer :

Solution jaune.....	les rayons de B en *Eb*.
— *bleue*......	les rayons de *Eb* en H et un peu de rouge.
— *verte*......	tout le spectre visible, sauf les sept bandes d'absorption de la chlorophylle.
— *incolore*...	tout le spectre visible.

M. Pfeffer a déjà publié les températures qui s'établissent dans les cloches remplies de ces liquides. J'ai moi-même obtenu des chiffres un peu plus précis en me servant d'un thermomètre à radiation. J'omets tous ces détails de température parce que l'écart entre les extrêmes n'a pas dépassé 3°,8. L'humidité dans ces différentes cloches a si peu varié, que les changements ne pouvaient pas avoir une influence notable sur la transpiration. Nous avons fait, M. Burgerstein et moi, de nombreuses expériences dans les années 1875 et 1876, et toutes nous ont conduits au résultat que la transpiration n'est pas plus active dans le jaune que dans le bleu, comme on pouvait s'y attendre d'après M. Dehérain, mais qu'au contraire le bleu paraît mieux favoriser l'émission de la vapeur d'eau que le jaune. Toujours la transpiration la plus faible a été observée sous la solution de chlorophylle. On voit que ces résultats sont d'accord avec ceux que j'ai obtenus dans le spectre projeté. Je me borne à reproduire ici quelques-unes des nombreuses expériences que nous avons faites. M. Burgerstein a opéré sur de jeunes rameaux d'If et moi sur de jeunes Maïs.

Expérience n° 21. — Poids des organes aériens des trois Maïs A, B et C :

A..	75 milligr.
B..	82
C..	77

(1) *Unters. über die Beziehungen des Lichts zum Chlorophyll* (*Sitzb. der K. Akad.*, 1874).

Surface des mêmes organes :

A	15 cent. carr.
B	18
C	16

Température:	Thermomètre ordinaire	25°,6-26°,6
	Thermomètre à radiation	32°,1
Tension de la vapeur dans la cloche		18,4-18,5
État hygrométrique		60 - 70

Dans ces conditions, l'évaporation des trois plantes à l'obscurité a été :

Pour A	24 milligr. par heure.
— B	28
— C	25

dans la lumière colorée :

Pour A dans le *jaune*	58 milligr.
— B — *bleu*	79
— C — *vert*	48

En calculant l'intensité de la transpiration pour 100 milligrammes d'eau transpirée, par heure, on obtient :

Plante dans les rayons *jaunes*	241 milligr.
— *bleus*	283
— *verts*	192

Qu'on rapporte d'ailleurs la transpiration à des poids égaux, on a des surfaces égales, on obtient le résultat uniforme que je viens d'indiquer.

Expérience n° 22. — Poids des organes aériens des Maïs A, B, C et D.

A	1gr,82
B	1gr,89
C	1gr,79
D	1gr,68

Surface :

A	44 cent. carr.
B	42
C	36
D	37

Éclairage : lumière diffuse intense.

Température	21°,0-21°,3
Tension de la vapeur dans les cloches	13,8
État hygrométrique	74 - 75

Transpiration à l'obscurité par heure :

A	31 milligr.
B	33
C	32
D	28

Transpiration à la lumière colorée :

A dans les rayons	blancs	58 milligr.
B —	jaunes	40
C —	bleus	43
D —	verts	33

Ce qui fait par heure et pour 100 milligrammes d'eau évaporée à l'obscurité :

A dans la lumière	blanche	187 milligr.
B —	jaune	121
C —	bleue	134
D —	verte	117

Expérience n° 23. — Le phénomène se passe de la même manière dans l'air saturé d'humidité ; pour le prouver, j'ai exposé successivement la même plante au soleil derrière des solutions également intenses de bichromate de potasse et de sulfate de cuivre ammoniacal. Il suffisait de choisir une très-grande plante et de la recouvrir d'une cloche de dimensions relativement restreintes. Dans ces conditions, la petite atmosphère limitée était vite saturée. Dans la lumière bleue la transpiration a été de 128 milligrammes, dans la lumière jaune de 108 milligrammes. Une autre expérience a donné dans le bleu 130 et dans le jaune 115 milligrammes.

Expérience n° 24. — Quatre rameaux d'If disposés de la même manière ont transpiré pendant une heure dans les mêmes conditions de température et d'humidité.

Ils ont perdu les quantités d'eau suivantes :

A..................................	117 milligr.
B..................................	54
C..................................	73
D..................................	53

Ces mêmes rameaux, exposés dans des lumières diversement colorées, sous des cloches dans lesquelles on empêchait la saturation de l'air, ont dégagé en une heure :

A dans la lumière		*blanche*................	242 milligr.
B	—	*jaune*..................	127
C	—	*bleue*..................	132
D	—	*verte*..................	161

En rapportant ces nombres à 100 milligrammes d'eau évaporée à l'obscurité, on obtient :

Pour	A,	dans le	*blanc*..................	206 milligr.
—	B	—	*jaune*..................	172
—	C	—	*bleu*..................	244
—	D	—	*vert*..................	115

La température observée sur un thermomètre ordinaire était de 23°,5 à 24° centigr.

Dans cette expérience et dans les suivantes on n'a pas tenu compte de l'humidité.

Expérience n° 25. — Quatre rameaux d'If ont fourni à l'obscurité, par heure :

A..................................	16,5 milligr.
B..................................	12
C..................................	20
D..................................	15

Traités de la même manière que dans l'expérience précédente et exposés au soleil par une température de 23°,4 à 24°,5, ils ont donné :

Plante dans le	*blanc*..................	110 milligr.
—	*jaune*..................	61
—	*bleu*..................	105
—	*vert*..................	50

En rapportant ces chiffres à 100 milligrammes évaporés à l'obscurité, on obtient :

Plante dans le	*blanc*	666 milligr.
—	*jaune*	508
—	*bleu*	525
—	*vert*	333

Ces chiffres ne demandent aucun commentaire ; ils sont tous d'accord sur ce point, que la transpiration est plus active dans la lumière bleue que dans la lumière jaune et qu'elle arrive à son minimum dans la lumière qui a traversé une solution de chlorophylle.

V

CONCLUSION.

Dans le présent mémoire j'explique un phénomène physiologique important et connu depuis longtemps, l'influence de la lumière sur la transpiration. C'est sur les plantes vertes que l'effet de la lumière se fait sentir avec le plus de puissance. Les essais comparatifs sur des Maïs verts et étiolés ne laissent aucun doute à cet égard.

Les fonctions de la chlorophylle dans la transpiration sont évidentes. Une partie de la lumière qui traverse la chlorophylle est transformée en chaleur ; il en résulte un échauffement intérieur des tissus qui entraîne l'élévation de la tension de la vapeur d'eau dans les méats intercellulaires. L'excès de vapeur s'écoule au dehors par les stomates.

On comprend aisément qu'une plante puisse transpirer dans l'air saturé, mais seulement sous l'influence de la lumière.

Dans ce travail, j'ai étudié la transpiration à la lumière par trois procédés différents, en comparant celle des plantes vertes à celle des plantes étiolées, en exposant la plante dans le spectre solaire, en les disposant derrière des solutions de chlorophylle.

Par ces différentes voies je suis arrivé aux mêmes résultats :

que la présence de la chlorophylle augmente notablement l'action de la lumière sur la transpiration ; que ce sont les rayons qui correspondent aux bandes d'absorption du spectre chlorophyllien, et non les rayons les plus lumineux, qui activent la transpiration ; enfin que les rayons qui ont traversé une solution de chlorophylle n'ont plus qu'une faible influence sur la transpiration.

D'autres matières colorantes, comme la xanthophylle, par exemple, peuvent agir de la même manière que la chlorophylle, mais à un degré moindre.

Je ne veux pas nier que l'ouverture des stomates ne puisse hâter la transpiration au soleil. Mais la transpiration très-forte de jeunes Maïs dont les stomates étaient fermés, et la transpiration faible d'un *Hartwegia comosa* dont les stomates étaient largement ouverts à l'obscurité, suffisent pour montrer que ce ne peut être là la cause principale de la transpiration à la lumière.

Moins que les rayons lumineux, mais encore d'une manière très-sensible, agissent les rayons calorifiques obscurs ; quant aux rayons chimiques ultra-violets, leur action est nulle ou très-faible.

Quelle que soit la nature des rayons, ils agissent toujours en élevant la température des tissus.

Le but physiologique de l'absorption de la lumière par la chlorophylle n'est donc plus un secret, et j'ai reconnu en même temps une nouvelle fonction de la chlorophylle.

OBSERVATIONS

SUR

LE MÉMOIRE DE M. WIESNER

Par M. P. P. DEHÉRAIN.

Dans le mémoire qui précède, M. Wiesner combat quelques-unes des conclusions auxquelles m'ont conduit mes expériences de 1869 (1).

Je ferai remarquer d'abord que M. Wiesner ayant fait toutes les observations relatées dans la première partie de son travail dans une atmosphère non saturée, tandis que les miennes ont porté sur une atmosphère saturée, il n'est pas extraordinaire que nous obtenions des résultats différents. Mais à la fin de son mémoire M. Wiesner donne quelques expériences qui ont eu lieu dans des atmosphères saturées : ici encore il constate entre mes résultats et les siens quelques désaccords. Il trouve notamment que l'évaporation est moindre dans la lumière jaune que dans la lumière bleue.

J'ai obtenu des résultats tout à fait différents, et mon procédé est d'une exécution tellement facile, qu'on ne peut guère supposer que j'aie commis quelques erreurs matérielles ; en même temps ce procédé, dans lequel je recueille l'eau déposée dans un tube, présente une certitude que n'a pas le mode d'observation souvent employé par M. Wiesner, qui ne m'inspirerait qu'une médiocre confiance.

En réfléchissant aux circonstances qui ont pu amener notre désaccord, j'ai d'abord pensé que peut-être mes manchons, différemment colorés, s'échauffaient inégalement au soleil, et que par suite la quantité d'eau déposée sur mes tubes intérieurs

(1) *Ann. sc. nat.*, 5e série, t. XII, p. 5.

pouvait varier non-seulement par l'action plus ou moins vive des radiations solaires, mais aussi par une condensation plus ou moins complète de l'eau émise par la plante ; mais en laissant des thermomètres pendant plusieurs heures au soleil dans ces dissolutions colorées, j'ai obtenu la même élévation de température dans l'une et dans l'autre : ainsi je ne crois pas qu'il y ait là une cause qui ait pu m'induire en erreur.

La divergence constatée est due à la difficulté qu'on éprouve à mesurer exactement le degré d'opacité des dissolutions employées; en employant des dissolutions très-chargées de chlorure de fer et très-pauvres en sulfate de cuivre ammoniacal, j'ai pu obtenir, comme M. Wiesner, plus d'eau évaporée sous les manchons bleus que sous les orangés; mais j'avais fait en 1869 la comparaison entre les deux dissolutions avec beaucoup de soin dans une chambre obscure, et je ne crois pas qu'il y ait eu de mon côté une erreur dans cette appréciation.

Au reste, que la lumière jaune évapore mieux que la lumière bleue, comme je l'ai observé, ou que ce soit l'inverse, la théorie ingénieuse proposée par M. Wiesner n'en subsiste pas moins : ce sont les rayons absorbés par la chlorophylle qui déterminent l'évaporation, je l'admets parfaitement ; mais ils la déterminent avec leur énergie propre, et l'on conçoit très-bien qu'un rayon jaune, renfermant beaucoup de radiations calorifiques, puisse agir avec plus d'énergie, bien qu'il soit médiocrement absorbé par la chlorophylle, qu'un rayon bleu, très-bien absorbé, mais pauvre en radiations calorifiques.

Dans une note très-intéressante insérée récemment aux *Comptes rendus de l'Académie des sciences* (1), M. Timiriazeff a insisté sur cette distinction importante. Ce physiologiste distingué a montré que les rayons qui déterminent avec le plus d'efficacité la décomposition de l'acide carbonique, sont les rayons qui possèdent cette double qualité d'être riches en radiations et en même temps d'être absorbés par la chlorophylle. Ainsi, d'après M. Wiesner, les rayons absorbés par la

(1) *Comptes rendus*, 1877, t. LXXXIV, p. 1236.

chlorophylle sont ceux qui déterminent l'évaporation; d'après M. Timiriazeff, ce sont ceux-là mêmes qui déterminent la décomposition de l'acide carbonique. N'est-ce pas là la preuve que j'avais bien observé quand j'avais terminé mon mémoire de 1869 en disant : « Il est vraisemblable qu'il existe entre les deux fonctions capitales des végétaux, évaporation et décomposition de l'acide carbonique, une liaison dont il reste à déterminer la nature. »

J'aurai au reste prochainement à revenir sur la transpiration, et à discuter plus complétement les derniers résultats consignés par M. Wiesner dans son travail.

SUR

LA DIGESTION DE L'ALBUMEN

Par M. Ph. VAN TIEGHEM.

La digestion est, comme chacun sait, l'acte par lequel un être vivant transforme, à l'aide d'un liquide actif produit par lui, et rend soluble une substance auparavant insoluble. Si cette substance est placée en dehors des cellules de l'organisme, la digestion est *extérieure* et suivie d'absorption; elle est *intérieure* au contraire, et par conséquent sans absorption consécutive, si la substance à dissoudre se trouve déjà située dans les cellules du corps. Tous les êtres vivants digèrent; si certains d'entre eux (les Infusoires, par exemple, et les végétaux aquatiques libres), vivant exclusivement d'aliments dissous, paraissent manquer de digestion extérieure, ils n'en sont pas moins, comme tous les autres, le siége de phénomènes digestifs intérieurs. Les plantes étant dépourvues de cavité digestive, c'est par la surface libre du corps que, dans certaines régions, s'opère chez elles la digestion extérieure; mais de pareilles régions digestives peuvent se rencontrer tout aussi bien sur l'un quelconque des trois organes fondamentaux de l'appareil végétatif, sur des racines, sur des tiges et sur des feuilles.

Cela posé, on sait qu'à la germination, l'albumen de la graine, c'est-à-dire le tissu de réserve confiné entre le tégument et l'embryon, est progressivement dissous et digéré; après quoi, il est absorbé au fur et à mesure par l'embryon, qui s'en nourrit et en même temps se développe en plantule. L'albumen n'étant pas purement et simplement une matière inerte, mais un tissu vivant ou ayant vécu, sa digestion soulève naturellement des questions toutes particulières dont je demande au lecteur la permission de l'entretenir quelques instants.

L'albumen est digéré, c'est un fait; mais par qui? Le tégument étant ici hors de cause, ce ne peut être que par lui-même ou par l'embryon. Est-ce par lui-même, c'est-à-dire par l'activité propre de ses cellules constitutives, par une digestion intérieure pareille à celle qui s'opère au même moment avec plus ou moins d'intensité dans le corps même de l'embryon et dont l'embryon est le siége exclusif avec une énergie plus grande quand la graine n'a pas d'albumen? Le rôle de l'embryon se bornerait alors à absorber l'albumen au fur et à mesure de sa liquéfaction. Est-ce au contraire par l'embryon au contact, c'est-à-dire en général le long de la face externe de sa première ou de ses premières feuilles (1), par une digestion extérieure où l'albumen, entièrement passif, ne fait que subir l'action de sucs digestifs émanés du cotylédon? Le rôle de l'embryon serait double alors : il digérerait d'abord l'albumen et l'absorberait ensuite. En un mot, l'albumen est-il pour l'embryon une nourrice, ou simplement une nourriture? C'est la question que j'ai essayé de résoudre.

A la vérité, des expériences qui remontent à l'année 1873 peuvent y jeter déjà quelque lumière (2). Ayant fait choix de graines albuminées à grand embryon, je séparais alors l'embryon de l'albumen et le mettais à germer isolément. Il se développe en plantule, témoignant ainsi que l'albumen ne lui est pas nécessaire au début; mais, privée de cette réserve alimentaire, la plantule demeure petite, et, dans les divers cas, la dimension de ses organes est proportionnelle à la masse originelle de l'embryon et à la quantité de matière nutritive qu'il a accumulée dans son corps avant d'entrer dans sa période de repos. Si l'on vient alors, au début de la germination, à appliquer contre la face externe des cotylédons une pâte amylacée, soit formée avec l'albumen trituré de la même plante ou d'une

(1) Je laisse de côté les quelques cas où, l'embryon n'ayant pas de cotylédons, c'est avec la tigelle que l'albumen est directement en rapport (Ficaire, Cuscute, etc.).

(2) Ph. Van Tieghem, *Recherches physiologiques sur la germination* (Ann. des sc. nat., Bot., 5e sér., t. XVII, p. 205).

plante différente ayant un albumen de même nature, soit de composition artificielle, on voit la plantule acquérir une dimension plus grande, et l'on constate qu'au voisinage de la surface cotylédonaire, les grains d'amidon de la pâte sont corrodés et progressivement dissous, tandis qu'ils sont inaltérés dans la profondeur. Ce résultat montre nettement que, par son épiderme cotylédonaire, l'embryon peut, au moins dans certains cas, émettre des sucs digestifs, opérer à leur aide la digestion d'aliments solides situés en dehors de lui, absorber ces aliments dissous et tirer grand profit de cette absorption. Mais, outre que ces premières expériences n'ont porté que sur des plantes à albumen amylacé, des difficultés expérimentales provenant surtout de l'invasion des moisissures et des Bactéries dans ces pâtes nutritives artificielles, ne m'ont pas permis de les prolonger bien longtemps. La question m'a donc semblé devoir être reprise et traitée dans son ensemble par une voie différente.

J'y ai appliqué deux méthodes. La première, et assurément la plus décisive, consiste à séparer l'albumen du tégument et de l'embryon, à le soumettre isolément aux conditions ordinaires de la germination et à voir ce qu'il devient. S'il donne des preuves d'activité interne, si les matériaux solides mis en réserve dans ses cellules s'y dissolvent progressivement, il faudra conclure qu'il se digère lui-même et que, dans les circonstances normales, l'embryon ne fait que l'absorber. S'il reste passif au contraire, et sans changements intérieurs, ce sera que, dans les conditions normales, il est digéré par l'embryon avant d'être absorbé par lui.

La seconde méthode, qui apporte à la première un utile contrôle, consiste à suivre, pendant la germination de la graine entière, la marche de la dissolution de l'albumen. Si l'albumen se digère lui-même, la dissolution des matériaux de réserve devra s'opérer dans toutes ses cellules à la fois; et même, puisque l'eau imbibe progressivement l'amande de dehors en dedans, on peut prévoir qu'elle devra commencer un peu plus tôt à la périphérie qu'au centre : elle procédera donc rapidement du tégument à l'embryon. Si au contraire l'action digestive émane de

l'embryon, la dissolution sera nettement successive; commençant contre l'embryon, elle cheminera peu à peu vers le tégument. Simultanée et rapidement centripète dans le premier cas, elle sera successive et lentement centrifuge dans le second.

Les résultats obtenus par ces deux méthodes s'accordent entièrement, mais ils sont bien différents, suivant la nature chimique des matériaux de réserve déposés dans les cellules de l'albumen. Je vais donc, en les rapportant séparément pour chacune d'elles, devoir distinguer les trois types bien connus d'albumen : oléagineux et aleurique ou charnu, amylacé ou farineux, cellulosique ou corné.

PREMIÈRE MÉTHODE.

Albumen isolé soumis à la germination.

1° *Albumen charnu.* — L'albumen du Ricin (*Ricinus communis*), que je prendrai pour exemple, forme un ellipsoïde aplati, à l'intérieur duquel l'embryon étale, dans le plan du grand et du moyen axe, ses deux larges cotylédons foliacés. On enlève le tégument, on coupe l'amande en deux suivant le plan de contact des cotylédons, on détache chaque cotylédon de la moitié d'albumen où il adhère assez fortement, et l'on place ces plaques albumineuses en forme de demi-ellipsoïdes aplatis sur de la mousse ou de la ouate humide à la température de 25 à 30 degrés. Après quelques jours on voit ces plaques grandir, et au bout d'un mois certaines ont atteint 22 millimètres de longueur sur 16 millimètres de largeur, quand elles n'avaient au début que 12 millimètres de longueur sur 8 millimètres de largeur; elles sont aussi un peu plus épaisses; leurs deux grandes dimensions ont doublé, et leur surface a quadruplé. Il y a donc un grand accroissement de l'albumen, dû surtout à l'agrandissement des cellules constitutives et au développement des méats aérifères qui les séparent. En même temps il est facile de constater que l'albumen absorbe de l'oxygène et dégage de l'acide carbonique en volume sensiblement égal, en un mot qu'il respire.

Si l'on pénètre dans sa structure en étudiant chaque jour au microscope le contenu des cellules, on y constate de remarquables transformations. Les grains d'aleurone sont progressivement dissous. Leur revêtement amorphe disparaît d'abord en mettant à nu le globoïde et le cristalloïde, qui ne tardent pas à se dissocier. Ces deux corps, le globoïde, forme de réserve du phosphore, le cristalloïde, principale forme de réserve de l'azote, dont l'association intime dans le même grain d'aleurone témoigne une fois de plus de l'étroite parenté de ces deux éléments et explique leur migration parallèle vers les graines au temps de la maturation des fruits, une fois dénudés et dissociés, se dissolvent à leur tour : d'abord le globoïde, qui pâlit de plus en plus et se fond; puis le cristalloïde, qui se corrode peu à peu et se fragmente, dont les fragments eux-mêmes sont bientôt rongés à leur tour et réduits en particules plus petites qui se dissolvent lentement. Cette dissolution des grains d'aleurone commence un peu plus tôt dans les cellules périphériques de la plaque albumineuse, tant sur sa face plane autrefois en contact avec l'embryon que sur sa face convexe jadis en rapport avec le tégument; elle gagne assez rapidement le centre et se poursuit ensuite lentement dans toutes les cellules à la fois : résultat qui s'explique par la pénétration progressive de dehors en dedans de l'eau et de l'oxygène nécessaires à la vie individuelle des cellules. En même temps l'huile grasse diminue lentement, en partie du moins sous l'influence de la combustion respiratoire. Enfin le poids de matière sèche de l'albumen va décroissant peu à peu.

Parmi les substances nouvelles qui résultent des transformations dont nous venons de parler, il en est qui prennent dans les cellules une forme caractéristique. La plus remarquable est l'amidon. On sait que, pendant sa période de formation, l'albumen du Ricin est le siége d'un dépôt transitoire de grains d'amidon; mais dans la graine mûre il n'en renferme pas, et dans les circonstances normales il n'en acquiert pas non plus pendant la germination. Dans l'isolement où il est actuellement placé, au contraire on voit au bout de quelques jours se déposer

dans ses cellules une quantité de petits grains d'amidon, qui s'accroît pendant un certain temps; de sorte que cet albumen, purement oléagineux et aleurique au début, tend à se transformer en albumen amylacé. Cette production d'amidon, dans un tissu privé de chlorophylle et sans connexion actuelle avec aucun tissu à chlorophylle, n'est pas sans intérêt au point de vue de la glycogenèse végétale. L'amidon n'est d'ailleurs pas le seul produit nouveau accessible à l'observation directe. Certaines cellules de l'albumen, éparses ou disposées par groupes à la surface et dans la profondeur, développent une matière colorante rose, dissoute dans le suc cellulaire, et de même nature que celle qui, dans les conditions normales, colore les cellules épidermiques de la tigelle de l'embryon et des nervures de ses cotylédons.

Je crois en avoir dit assez pour montrer que l'albumen du Ricin est un tissu doué d'une activité propre et comparable à celle de l'embryon lui-même, sommeillant comme l'embryon dans la graine mûre, et réveillé comme lui et en même temps que lui par l'action combinée de l'eau, de l'air et de la chaleur. Cette activité se manifeste, comme dans l'embryon, par l'accroissement des cellules, par leur respiration, par la dissolution, la digestion intérieure des matériaux solides qu'elles tenaient en réserve, enfin par la production de composés nouveaux. On a prolongé six semaines durant cette germination libre de l'albumen, dans l'espoir que peut-être il s'y formerait à la fin de la chlorophylle, peut-être aussi des racines et des bourgeons adventifs ; mais jusqu'ici cet espoir a été déçu.

Par la dessiccation, on peut suspendre à volonté le cours de cette lente végétation et ramener l'albumen à l'état de sommeil où il était d'abord plongé. Les grains d'aleurone se reforment alors dans les cellules, de la périphérie au centre, mais en quantité d'autant moindre que la germination antérieure a duré plus longtemps. Replacé plus tard dans l'air humide et chaud, cet albumen entamé redevient le siége de la série de phénomènes exposés plus haut.

2° *Albumens farineux et corné.* — Séparé de l'embryon et

soumis aux conditions ordinaires de la germination, l'albumen amylacé de la Belle-de-nuit (*Mirabilis longiflora*) et du Balisier (*Canna aurantiaca*) n'a subi, même après plusieurs semaines, aucun changement sensible. Il ne s'accroît pas, et l'amidon qui remplit ses cellules demeure inaltéré.

Il en est de même de l'albumen cellulosique de l'Aucuba (*Aucuba japonica*) et du Dattier (*Phœnix dactylifera*), qui dans ces conditions conserve son aspect et sa structure. C'est essentiellement sous forme de cellulose, dans les épaississements des membranes cellulaires, que la matière de réserve est ici accumulée : ces membranes demeurent inaltérées.

A la question proposée, cette première méthode apporte donc une solution différente suivant la nature de l'albumen considéré. S'il est charnu, c'est-à-dire essentiellement oléagineux et aleurique, il est actif et se digère lui-même : l'embryon n'a plus qu'à l'absorber. S'il est farineux ou corné, c'est-à-dire essentiellement amylacé ou cellulosique, ce qui, au fond, se ressemble beaucoup, il est passif, et l'embryon doit le digérer avant de l'absorber.

DEUXIÈME MÉTHODE.

Marche de la dissolution de l'albumen dans la graine entière, à la germination.

1° *Albumen charnu.* — Faisons germer la graine entière du Ricin, et suivons-y jour par jour les transformations de l'albumen. La plaque albumineuse accolée à chaque cotylédon s'accroît en même temps que celui-ci, de manière à recouvrir toujours toute sa face inférieure. Finalement elle atteint jusqu'à 30 millimètres de longueur sur 20 millimètres de largeur, quand au début elle ne mesurait que 12 millimètres de longueur sur 8 millimètres de largeur ; sa surface est devenue plus que sextuple. En même temps l'aleurone se dissout de la manière indiquée plus haut, et, ce qu'il importe ici de constater, cette dissolution s'opère à la fois dans toutes les cellules de l'albumen, en commençant, il est vrai, un peu plus tôt à la périphérie,

contre le tégument, pour se propager rapidement vers le centre contre le cotylédon, ce qui s'explique par la marche même de l'eau d'imbibition. La matière grasse diminue aussi progressivement, mais il ne se dépose pas d'amidon, ou du moins il ne s'en forme que çà et là dans quelques cellules voisines de la périphérie; sans doute parce que, aussitôt formée, la substance amylacée se trouve absorbée par l'embryon. Certaines cellules, mais en moindre nombre que dans l'albumen isolé, produisent aussi le principe colorant rouge signalé plus haut.

On voit donc que l'albumen du Ricin, quand il est et demeure en relation avec l'embryon dans la graine entière, se comporte à la germination comme lorsqu'il est seul, à cette différence près que son accroissement et ses transformations internes sont beaucoup plus rapides et qu'il ne s'y dépose pas d'amidon, différence qui s'explique aisément. En effet, les principes digérés étant absorbés par l'embryon au fur et à mesure de leur production, la digestion peut s'exercer rapidement et d'une manière continue dans les cellules, tandis que dans l'albumen isolé il faut, à partir d'un certain moment, que les produits solubles soient brûlés peu à peu par la respiration ou déposés comme l'amidon à l'état solide pour qu'il puisse s'en reformer d'autres.

On peut déjà conclure de là que les phénomènes observés dans la première série de recherches ne sont pas dus aux circonstances anormales où l'albumen s'y est trouvé placé.

Mais, en outre, ce fait seul que la marche de la dissolution des substances solides y est simultanée ou, par une cause connue, légèrement centripète, suffit à démontrer, d'après la remarque faite plus haut, que la digestion des matériaux de réserve est opérée, non par l'embryon, mais par l'activité propre des cellules de l'albumen.

2° *Albumens farineux et corné.* — Pendant la germination d'une graine entière de Belle-de-nuit ou de Balisier, l'albumen amylacé se comporte au contraire tout autrement que lorsqu'il est seul. L'amidon y est progressivement dissous, d'abord totalement dans la rangée de cellules qui bordent le cotylédon;

puis totalement dans la rangée suivante, et ainsi de suite jusqu'aux cellules qui touchent le tégument. A un moment quelconque, l'ensemble des cellules externes non encore attaquées offre absolument les mêmes caractères qu'elles avaient avant la germination et qu'elles conservent indéfiniment dans l'albumen séparé de l'embryon, tandis que toutes les autres sont entièrement vides, mais à membrane persistante, et que, à la limite des deux couches, se trouve une assise où la dissolution est en voie de s'accomplir. L'action digestive émane donc de l'embryon, et l'on doit admettre que c'est sous la forme d'une diastase produite par les cellules épidermiques. Cette diastase se diffuse en rayonnant à travers les membranes et les cavités des cellules déjà vidées et de plus en plus nombreuses, tandis que la dextrine et la glycose produites par elle se diffusent en sens inverse à travers ces mêmes cellules pour pénétrer dans l'embryon. L'albumen est passif; il est digéré par l'embryon, et cette digestion externe peut s'opérer à distance.

Quand germe une graine entière de Dattier, les cellules de l'albumen cellulosique qui touchent le cotylédon ont leur membrane de cellulose progressivement dissoute; le produit liquide est absorbé par le cotylédon, qui s'accroît en même temps jusqu'à venir se placer au contact de l'assise suivante; celle-ci se dissout totalement à son tour, le cotylédon s'accroît d'autant, et ainsi de suite jusqu'à la couche cellulaire qui confine au tégument. Comme dans le Balisier, à un moment donné, l'ensemble des cellules externes non encore attaquées possède tous les caractères qu'elles avaient avant la germination, et qu'elles conservent indéfiniment dans l'albumen isolé. L'action digestive émane donc encore de l'embryon, sans doute sous la forme d'une diastase beaucoup plus énergique que la diastase qui dissout l'amidon.

Mais ici, d'une part, les cellules se dissolvent tout entières, membranes et contenus, et, d'autre part, le cotylédon se développe à mesure, de manière à se maintenir toujours en contact avec les cellules nutritives, ou du moins à une très-petite distance, circonstance qui s'explique peut-être par la

grande résistance de la matière à digérer. Ce paraît être en effet une différence constante entre la digestion de l'amidon et celle de la cellulose, que la première peut s'opérer à une assez grande distance de la surface digestive et la seconde seulement au contact.

Quoi qu'il en soit de ces différences, on voit que, par leur mode successif et centrifuge de dissolution dans la graine entière, l'albumen amylacé et l'albumen cellulosique se montrent l'un et l'autre entièrement passifs. Comme les expériences anciennes rappelées plus haut l'avaient établi d'une autre manière pour l'albumen amylacé, ils sont digérés par l'embryon et ensuite absorbés par lui (1).

En résumé, les résultats obtenus par ces deux méthodes s'accordent à montrer que les deux modes de digestion indiqués comme possibles au début de ce travail, et entre lesquels nous avons cherché à décider par l'observation et par l'expérience, se réalisent tour à tour dans la nature. L'albumen oléagineux et aleurique est doué d'une activité propre ; il se digère lui-même, et l'embryon ne fait qu'absorber les produits de cette digestion intérieure : il lui est une nourrice. L'albumen amylacé et l'albumen cellulosique sont au contraire passifs ; ils sont digérés par l'embryon, chacun à sa manière, et les produits de cette digestion externe sont ensuite absorbés par lui : ils ne lui sont qu'une nourriture.

(1) Cette marche inverse de la résorption de l'albumen pendant la germination de la graine entière, chez le Dattier et le Balisier d'une part, et chez le Ricin de l'autre, a été signalée déjà par A. Gris dans ses *Recherches anatomiques et physiologiques sur la germination* (*Annales des sciences naturelles*, Bot., 5e sér., 1864, t. II, p. 100), mais sans explication ni conclusion aucune. La marche du phénomène dans le Ricin y est représentée simplement comme « une exception singulière ».

LES USTILAGINÉES

ET LEURS PLANTES NOURRICIÈRES

Par M. A. FISCHER DE WALDHEIM,
Professeur à l'université de Varsovie.

PRÉFACE.

Les Ustilaginées ont été étudiées, depuis plusieurs années, avec une certaine prédilection. On a tâché de connaître les diverses phases de leur développement; beaucoup de nouvelles espèces ont été découvertes et observées sur des plantes qu'on ne soupçonnait pas pouvoir être infestées par ces parasites. Les nombreuses observations ont paru dispersées dans des ouvrages et des herbiers très-différents. Il était donc désirable de connaître ce groupe de Champignons parasites dans tout son ensemble, et de réunir sous un même point de vue les matériaux rassemblés par de nombreux explorateurs. Les études antérieures que j'avais faites depuis l'année 1866 me donnaient l'espoir que, si je m'en chargeais, ce ne serait peut-être pas sans quelque succès. Je profitai donc de mon séjour à l'étranger, depuis la fin de l'année 1875 jusqu'à juillet 1876, pour explorer les divers herbiers et prendre des notes dans les bibliothèques d'Italie, de Paris, de Bruxelles, en Suisse et en Allemagne, ainsi que, plus tard, à Saint-Pétersbourg et à Moscou. J'ai pu amasser de nombreux matériaux sur les différentes espèces, connaître leurs plantes nourricières, les contrées et le temps de leur apparition. Muni de documents nécessaires, j'ai examiné toutes les Ustilaginées qui m'étaient accessibles, pour donner, en premier lieu, des diagnoses exactes. En faisant ces études, je me suis convaincu qu'elles n'étaient pas inutiles, parce que j'ai pu rectifier beaucoup d'erreurs et ajouter de

nouvelles observations sur des espèces encore inconnues ou inédites. J'ai déposé les résultats de mes premiers essais dans un mémoire publié en 1877 sous le titre : *Aperçu systématique des Ustilaginées* (1). Le temps me manquait pour donner à cet *Aperçu* une forme plus achevée. Néanmoins il a été accueilli avec bienveillance comme un premier essai d'une esquisse monographique contemporaine. De plus, il a contribué à me mettre en relation avec plusieurs mycologues de grand mérite, qui depuis ont bien voulu me communiquer de précieuses notices sur des Ustilaginées très-rares ou nouvelles. Grâce à ces communications et à la poursuite de mes propres observations, je me trouve en état de donner déjà maintenant une nouvelle publication sur les Ustilaginées plus complète et plus exacte.

La présente publication embrasse 140 espèces d'Ustilaginées et 8 variétés, sans compter les espèces douteuses. C'est une augmentation de 14 espèces et de 3 variétés (2) depuis la publication de mon *Aperçu*. En outre, les diagnoses de 19 espèces (3) ont pu être complétées et rectifiées. On pourra remarquer des augmentations et des changements surtout dans les genres *Ustilago*, *Thecaphora*, *Urocystis* et *Entyloma*. Les espèces de ce dernier ont été l'objet d'une étude toute spéciale (4). De même, le nombre des plantes nourricières s'y trouve augmenté considérablement, à savoir de 30 espèces (5), c'est-à-dire que je cite maintenant en tout 310 plantes nourricières.

(1) A. Fischer de Waldheim, *Aperçu systématique des Ustilaginées, leurs plantes nourricières et la localisation de leurs spores*. Paris, Lahure, in-4°. Ouvrage dédié au Congrès international de botanique à Amsterdam.

(2) *Ustilago hypodytes* var. *Lolii*, *Carbo* var. *Lepturi*, *marmorata*, *fimbristylis*, *plumbea*, *Schweinfurthiana*, *Muelleriana*, *trichophora*, *flavo-nigrescens*; *Urocystis sorosporioides* var. *Thomsoni*, *Tritici*, *Cepulæ*; *Entyloma Picridis*, *Rhagadioli*, *Ficariæ*, *verruculosum* ; *Tilletia Hordei*.

(3) *Ustilago axicola*, *Emodensis*, *ocrearum*, *leucoderma*, *spermoidea*, *Maclagani*, *Sacchari*, *Penniseti*, *Junci*, *bullata*, *Bursa*, *endotricha*, *Salveii*; *Thecaphora Berkeleyana*, *inquinans*; *Urocystis Gladioli* : *Entyloma Calendulæ*, *Eryngii* et *Ungerianum*.

(4) Fischer v. Waldheim, *Zur Kenntniss der Entyloma-Arten* (*Bull. de la Soc. des natur. de Moscou*, 1877, n° 2).

(5) Allium Cepa, Andropogon Iwarancusa, Anthisteria arundinacea, Arum maculatum, Carex bengalensis, humilis, pensylvanica, vaginata, Cerastium

Le groupe des Ustilaginées renferme présentement 7 genres, contenant le nombre suivant d'espèces :

Ustilago.........	78 esp.	*Geminella*........	3 esp.
Sorosporium.....	6	*Entyloma*........	8
Thecaphora......	13	*Tilletia*..........	15
Urocystis........	17		

A leur tour, les plantes nourricières des Ustilaginées appartiennent à 35 familles naturelles et se trouvent réparties en nombres suivants :

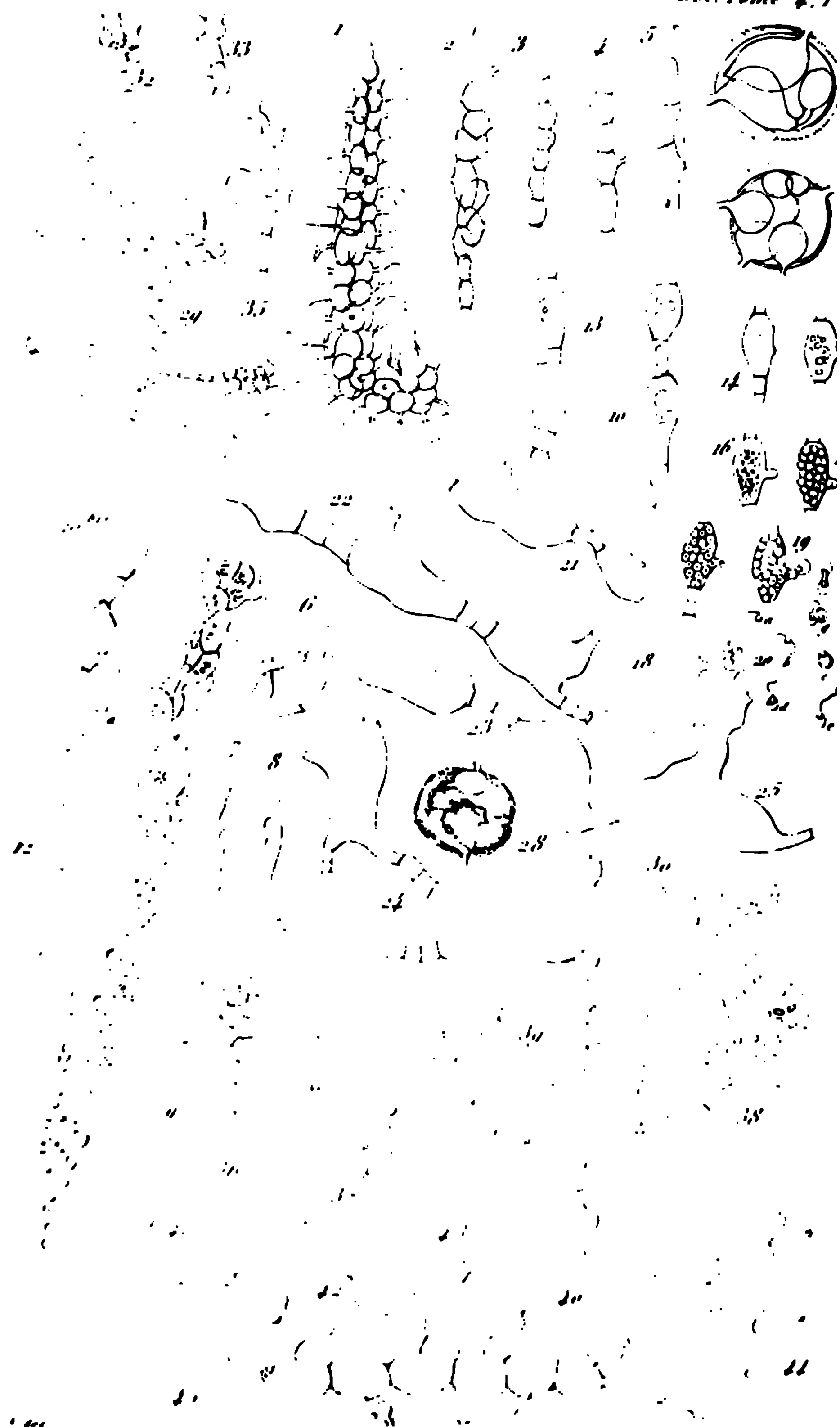
Plantes nourricières cryptogames, 1, appartenant à une famille.
— gymnospermes, 2, appartenant à une famille.
— monocotylédonées, 193, appartenant à 11 familles.
— dicotylédonées, 114, appartenant à 22 familles.

Les nombres les plus considérables de plantes nourricières comptent, parmi les Monocotylédonées, les Graminées (99 plantes), Cypéracées (59), Liliacées (18) et les Joncacées (9) ; ainsi que parmi les Dicotylédonées, les Renonculacées (26), les Caryophyllées (24), les Polygonées (18), et les Composées (11).

Pour faire mieux connaître les changements et les augmentations considérables qu'ont subis dans ces dernières années nos connaissances sur les Ustilaginées, je mettrai en regard deux ouvrages publiés dans des intervalles de temps prolongés et représentant l'ensemble de ce que l'on connaissait alors sur ce sujet. L'un, c'est l'excellent mémoire de M. Tulasne sur les Ustilaginées (1), qui citait en tout 32 espèces d'Ustilaginées, plus 3 variétés. Il n'admettait que 3 genres (*Ustilago*, *Thecaphora* et *Tilletia*), et mentionnait comme douteux les genres *Protomyces* Ung., *Polycystis* Lév., et *Testicularia* Klotzsch.

semidecandrum, Cirsium heterophyllum, Danthonia sp., Fimbristylis autumnalis, Hordeum fragile, Isolepis prolifera, Juncus planifolius, Lepturus incurvatus, Pennisetum vulpinum, Phaca alpina, Picris hieracioides, Ranunculus auricomus, velutinus, Rhagadiolus stellatus, Rumex obtusifolius, Saccharum sp., Sorghum cernuum, Stipa capillata, Thalictrum Chelidonii, fœtidum, ex. minus et maritimum, Tragopogon porrifolius.

(1) *Annales des sciences naturelles*, 3e sér., 1847, t. VII.



Chytridium, Actyogeton, Catenaria, Polyrhina

Imp. … Paris













Ascomyces polysporus. Sorok.

Imp. . . . . à Paris

Il avait rapporté au genre *Ustilago* 24 esp., au genre *Thecaphora* 6 esp., et au genre *Tilletia* 2 esp. Comme plantes nourricières, M. Tulasne citait 95 espèces, sans compter encore quelques-uns des genres douteux du *Protomyces* et *Polycystis*. Ces espèces appartenaient à 18 familles, dont 6 Monocotylédonées et 12 Dicotylédonées.

Le second ouvrage que j'avais en vue est celui que j'ai publié dans les *Jahrbucher für wiss. Botanik* de M. Pringsheim, en 1867 (1). Je citais dans ce travail 43 espèces d'Ustilaginées, plus 3 variétés, et 17 espèces douteuses ou que je ne connaissais que d'après leurs noms. J'admettais alors 4 genres d'Ustilaginées : *Ustilago* (avec 30 esp., plus 4 var.), *Tilletia* (avec 6 esp.), *Sorosporium* (avec 1 esp.), et *Urocystis* (avec 6 esp.). J'avais placé parmi les Ustilaginées douteuses le genre *Thecaphora*. Comme plantes nourricières, mon travail contenait alors 141 espèces appartenant à 22 familles (plantes Cryptogames, 1 ; Monocotylédonées, 91 ; Dicotylédonées, 49).

En comparant ce dernier ouvrage à mon *Aperçu* publié cette année-ci, on pourra remarquer que le nombre d'Ustilaginées et de plantes nourricières a plus que doublé. L'*Aperçu* contient 126 espèces d'Ustilaginées (2), plus 5 variétés (et 7 esp. douteuses), sur 280 plantes nourricières. Les Ustilaginées même sont réparties en 7 genres, savoir :

Ustilago.	71 esp.	*Geminella*.	3 esp.
Sorosporium.	6	*Entyloma*.	4
Thecaphora	12	*Tilletia*.	14
Urocystis.	16		

Le genre *Tuburcinia*, que je considère comme appartenant aux Ustilaginées, a dû être tout à fait annulé et ses espèces réparties entre les *Sorosporium* et *Urocystis*.

Le présent travail est pour ainsi dire le prodrome d'une Monographie des Ustilaginées que je me propose de publier.

(1) *Beiträge zur Biologie und Entwickelungsgeschichte der Ustilagineen* (*Jahrb.*, t. VII).

(2) Je supprime l'*Ust. Salvellii* comme identique avec l'*Ust. Salveii*.

Il contiendra les détails nécessaires sur la synonymie, les sources littéraires, les herbiers et l'apparition des Ustilaginées dans différents pays. J'ai donc pensé pouvoir me borner maintenant aux seules indications de principaux synonymes. J'ai ajouté, en outre, quelques notes sur les localités pour les espèces extra-européennes, et deux revues séparées : l'une des lantes nourricières (1), l'autre des Ustilaginées, d'après la localisation de leurs spores. Il est remarquable que des 140 espèces plus 8 variétés d'Ustilaginées, 107 esp. plus 3 var. appartiennent à l'Europe ; le reste présente des espèces et des variétés exclusivement extra-européennes. Parmi ces dernières, ce sont surtout les *Ustilago* qui prévalent (25 esp., plus 3 var.) ; ensuite viennent les *Thecaphora*, avec 4 esp., plus 1 var.; les *Urocystis*, avec 3 esp., et les *Geminella*, avec 1 esp., plus 1 var. Des *Sorosporium*, *Entyloma* et *Tilletia* il n'y en a pas une seule qui soit exclusivement extra-européenne ; je ne sais même si l'on a observé des *Sorosporium* et des *Entyloma* hors de l'Europe? C'est une question d'un intérêt tout particulier en vue de la distribution géographique des Ustilaginées. Je travaille maintenant à cette question, et je prie le lecteur de vouloir me communiquer toute notice concernant la localité de chaque Ustilaginée (aussi commune qu'elle soit), pour pouvoir disposer de matériaux suffisants de manière à résoudre aussi complétement que possible la question.

Je me permets encore, en terminant, d'exprimer ma profonde et sincère reconnaissance à MM. Berkeley, Cooke, Passerini et le baron de Thuemen, pour les renseignements précieux et les échantillons d'Ustilaginées très-rares qu'ils ont bien voulu me communiquer.

Moscou 11/23 juillet 1877.

(1) Je viens de publier cette revue séparément dans le *Bull. de la Soc. des nat. de Moscou*, 1877, t. II.

I

USTILAGINEÆ Tul.

(Tulasne, *Mém. sur les Ustilaginées*, dans *Ann. des sc. natur.*, 3e sér., 1847, t. VII, p. 73 sqq. — Fischer de Waldheim, *Aperçu syst. des Ustil.*, p. 9 sqq.).

UREDINES e sect. *Ustilaginum* Pers., *Syn. meth. Fung.*, p. 224. — Poir., in *Encyl. méth. Bot.*, VIII, 227.

UREDINEARUM sp. DC., *Fl. Fr.*, VI, p. 76-79. — Dub., *Bot. Gall.*, II, 901 et 902.

GYMNOMYCETUM (*Cæomatis*) sp. Link. *Sp.* pl. VI, p. II, pp. 1 sqq.

CONIOMYCETES HYPODERMII S. ENTOPHYTI, gen. *Ustilago* Fries, *Syst. myc.*, III, p. 461 et 517.

SPOROMYCETUM (*Erysibes*) sp. Wallr., *Fl. Crypt. Germ.*, II, p. 213-217.

CÆOMACEARUM GENERA Cord., *Icon. Fung.*, V, 3.

USTILAGINÉES Léveillé, in *Ann. sc. nat.*, 2e sér., t. XI, p. 16 (1839). — *Consid. Mycol.*, p. 123.

USTILAGINEI (Tul.) Fries, *Summa veget. Scand.*, II, p. 575.

PUCCINLÆI Berkel., *Outl.*

Champignons parasites à l'intérieur des tissus des plantes vivantes, dans lequel se propagent le mycélium et les filaments sporogènes et se fait, chez la plupart des espèces, la production des spores (chez d'autres également à la surface externe de l'organe).

Le *mycélium* est composé de filaments transparents, incolores, cloisonnés, rameux, et souvent à double contour; leur contenu est peu plastique et très-vacuolé dans les parties adultes. En pénétrant dans les cellules, les filaments du mycélium s'enveloppent souvent d'une gaîne de cellulose, en poussant en avant les couches internes de la paroi (*Ustilago*, *Sorosporium*, *Urocystis*). Les branches du mycélium forment dans différents cas, à l'intérieur des cellules, des haustoires, en se pliant et se tordant irrégulièrement.

Le mycélium donne naissance aux *filaments sporogènes* à membrane plus ou moins gélatineuse (excepté le genre *Geminella*), également incolores, confluant en masses grumeuses

(excepté les genres *Geminella*, *Entyloma* et *Tilletia*) et se transformant en spores, ou les produisant à leurs extrémités (*Tilletia*).

Les *spores* mûres sont isolées (*Ustilago*, *Entyloma*, *Tilletia*), ou en glomérules (*Sorosporium*, *Thecaphora*, *Urocystis*, *Geminella*), de forme différente (globuleuses, ovoïdes, anguleuses ou oblongues irrégulières), d'un diamètre qui varie de 2 jusqu'à 30 micromillimètres ; d'une teinte brune, violette ou presque incolore.

En germant, les spores produisent un promycélium, et celui-ci des sporidies (spores secondaires) incolores, non pédicellées.

Chaque *sporidie*, en germant (ou plus rarement le promycélium lui-même), donne naissance à un filament qui pénètre dans la plante nourricière et présente alors le mycélium du parasite.

Avant de produire ce filament, il y a, dans différents cas, *copulation* entre deux sporidies (*Ustilago antherarum* et *receptaculorum*, *Urocystis*, *Entyloma*, *Tilletia*), ou entre le promycélium et une sporidie (*Ustilago Carbo* et *Maydis*).

La *pénétration* dans la plante nourricière a lieu soit à la base des feuilles, soit sur une partie quelconque de l'axe.

I. — USTILAGO Lamk

(Link, *Diss. prima in Ord. pl. nat.* — Fries, *Syst. myc.*, t. III, p. 517. — Tulasne, *Mém sur les Ustil.*, p. 75. — Fischer de Wald., *Aperçu syst. des Ustil.*, p. 10).

USTILAGO TRAGO, *Stiro*, p. 166 icon. (lib. II, cap. 34). — Lob., *Obs. pl.*, p. 22, et *Stirp. Adv.*, p. 11. — Dodon., *Stirp. hist.*, p. 542. — Bauh., *Pin.*, p. 51 (lib. I, sect. IV).
CHAOS USTILAGO Linn., *Syst. nat.*, 1856, t. XII.

Mycélium à filaments pour la plupart intracellulaires et sur des distances très-limitées également intracellulaires, produisant surtout alors, dans les cavités des cellules, des branches très-courtes et courbées en forme de haustoires.

Filaments sporogènes très-gélatineux, pour la plupart confluant en masses grumeuses, dans lesquelles luit par-ci par-là

le contenu ; se transformant en spores par des gonflements arrondis ou plus ou moins irréguliers, qui se cloisonnent l'un de l'autre.

Spores simples, globuleuses, ovoïdes, oblongues-arrondies ou anguleuses, de grandeur différente, pour la plupart de couleur brune ou violette, rarement très-pâle.

Chaque spore, en germant, produit un seul ou quelquefois plusieurs promycéliums qui s'élèvent au-dessus du niveau de l'eau (dans les cultures artificielles) en se cloisonnant.

Les parties du milieu du promycélium, près des cloisons, donnent naissance aux filaments qui pénètrent dans la plante nourricière, ou, dans d'autres cas plus rares, le promycélium produit des sporidies ovales, et alors celles-ci les filaments.

A. Spores a épispore lisse.

† *Spores globuleuses, arrondies-oblongues ou très-peu aplaties.*

a. Épispore brun.

1. Ustilago graminica B. et Br.

(Berkeley et Broome, *Not. of Brit. Fungi*, t. XI., in *Ann. and Magaz. of Nat. Hist.*, June 1850, n° 183).

Masse des spores noire, en stries courtes (près d'une ligne) et transversales (1).

Spores globuleuses, de 1,5-2 micromillimètres (d'après M. Berkeley, d'un tiers du diamètre de l'*Ustilago longissima*), d'une teinte brun-olive foncé (2).

Plantes nourricières :

Aira cæspitosa *L.*
Glyceria aquatica *Prsl.*

Localisation des spores. — Sur les tiges.

(1) C'est la définition de la masse vue à l'œil nu.

(2) Les diagnoses des spores ont été faites à l'aide d'un microscope de M. Hartnack, sous un grossissement linéaire de 600-900 fois. Les épaississements de l'épispore ont été étudiés avec le système n° 11. Les spores mêmes ont été plongées dans de l'eau.

2. Ustilago longissima Tul.

(Tulasne, *Mém. sur les Ustil.*, in *Ann. sc. nat.*, 3ᵉ sér., t. VII, p. 76. — Fisch. de Waldheim, *Aperçu syst. des Ustil.*, t. II).

Uredo longissima Sow., *Engl. Fung.*, p. 139 (t. II).
Ustilago fusco-virens Ces.; Rabenh., *Fungi eur.*, nᵒˢ 699 et 1497.

Mycélium en stries larges, brun-olive.

Spores globuleuses, à peine ovoïdes ou ovales-aplaties, de 3-6 micr. (d'après M Tulasne, de 4 micr.), olive-brunâtre très-clair ; épispore à contour très-marqué.

Glyceria aquatica *Prsl.*
— fluitans *R. Br.*
— nemoralis *Uechtr.* et *Kœrn.*
— plicata *Fr.*
— spectabilis *M. K.*

Dans la lame des feuilles.

2 *a*. Ustilago longissima var. megalospora Riess.

(Rabenh., *Fung. eur.*, nᵒ 1897).

Spores de 11 micromillimètres.

Dactylis sp.
Poa sp.

Dans les feuilles.

3. Ustilago hypodytes Fr.

(Fries, *Syst. myc.*, t. III, p. 518. — Tul., *Mém. sur les Ustil.*, p. 77. — Fisch. de Wald., *Aperçu syst. des Ustil.*, p. 11).

Cæoma hypodytes Schlecht., *Fl. Ber.*, t. II, p. 129.
Uredo hypodytes Desmaz., *Plant. crypt. de France*, 2ᵉ édit., fasc. X, nᵒ 473.
Ustilago Lygei Rabh. mss. ; Rabh., *Fungi eur.*, nᵒ 1800, sub nom. *Ust. hypod.*, var. *Lygei*.

Mycélium noir-olive.

Spores globuleuses ou irrégulièrement arrondies, de 4-6 micr. (d'après M. Tulasne, de 4 micr.), d'une teinte olive jaunâtre.

Ammophila sp.
Arundinaria sp.
Bromus erectus *Huds.*
Elymus arenarius *L.*
Glyceria fluitans *R. Br.*
Lygeum Spartum *L.*
Panicum repens *L.*
Phragmites communis *Trin.*
Stipa capillata *L.*
Triticum repens *L.*
— vulgare *Vill.*

Dans les gaines foliaires et les tiges.

3 *a*. Ustilago hypodytes var. Lolii Thuemen

(*Herb. mycol. œconom.*, n° 162, 1874).

Spores globuleuses ou arrondies, de 3-4 microm., brunes (Thuemen).

Lolium perenne *L.*

Dans les tiges.

4. Ustilago Passerinii F. de W.

(Fischer de Waldheim, *Aperçu syst. des Ustil.*, p. 12).

Mycélium noir.

Spores globuleuses, de 4 micr., ovales ou obtuses-ovoïdes, longues de 4-5 micr., olive clair.

Egilops ovata *L.*

Dans l'inflorescence et les fleurs (en les détruisant).

5. Ustilago Tulasnei Kuhn

(Rabenh., *Fung. eur.*, n° 1997. — Fisch. de Wald., *Aperçu syst. des Ustil.*, p. 12).

Tilletia Sorghi vulgaris Tul., *Mem. sur les Ustil.*, p. 116.
Ustilago Sorghi Pass., Thuemen, *Herb. myc. œcon.*, n° 63, 1872. *Hedwigia*, 1873, p. 114.
Ustilago condensata Berk., in litt.

Mycélium noir brun.

Spores globuleuses ou peu ovoïdes, 5-7 micr. (4-5 micr., Tul.), d'un brun olive jaunâtre très-clair.

Sorghum vulgare *Pers.*

Dans les ovaires.

6. Ustilago Carbo Tul.

(*Mém. sur les Ustil.*, p. 78. — Fisch. de Wald., *Aperçu syst. des Ustil.*, p. 12).

Uredo Carbo DC., *Fl. Fr.*, t. VI, p. 76. — Philipp., *Traité*, p. 91-92.
Uredo (Ustilago) segetum Pers., *Disp. meth. Fung.*, p. 56.
Ustilago segetum Dittm. ap. Sturm, *Deutschl. Fl.*, III, 67, t. 33. — Fries, *Syst. myc.*, III, p. 519.

Mycélium noir, d'une teinte olive.

Spores globuleuses ou arrondies-oblongues, de 6-8 micr. (4,8-6,4 micr., Tul.), brun olive clair, à épispore très-mince.

Aira cæspitosa *L.*
Andropogon hirtus *L.*
— Iwarancusa Roxb. (Lahore, Indes orient., sec. cl. Cooke).
Avena elatior *L.*
— flavescens *L.*
— pubescens *L.*
— sativa *L.*
Brachypodium ciliatum *P. B.*
Cynodon Dactylon *Pers.*
Festuca elatior *L.*
Hordeum distichum *L.*
— murinum *L.*
— vulgare *L.*
Lolium perenne *L.*
— temulentum *L.*
Melica sp.
Triticum turgidum *L.*
— vulgare *Vill.*

A la surface des parties florales.

6 *a*. Ustilago Carbo, Tul., var. Lepturi Thuemen, in litt.

Spores de 5-6,5 micr. (Thuemen).

Lepturus incurvatus *Trin.* (Égypte, Damiette).

Dans les épis.

7. Ustilago Digitariæ Rbh.

(Rabenh., *Fung. eur.*, n° 1199. — *Flora*, 1850, p. 625. — Fisch. de Wald., *Aperçu syst. des Ustil.*, p. 13).

Uredo Digitariæ Kze, *Flora*, 1830, p. 363.
Ustilago pallida Kœrnicke, *Hedwigia*, 1877, p. 34.

Mycélium noirâtre.

Spores globuleuses ou un peu comprimées-ovales, 7-8 micr. (d'après M. Kühn, de 5-8,3 micr.; d'après M. Kœrnicke, de 7-9 micr.), brun clair orangé.

Panicum sanguinale *L.*

A la surface des parties florales et du rachis (en détruisant l'épi).

8. USTILAGO CRAMERI Kcke

(Rabenh., *Fung. eur.*, n° 1900. — Fisch. de Wald., *Aperçu syst. des Ustil.*, p. 13).

Mycélium noir olive.

Spores arrondies, de 8-9 micr., oblongues-ovoïdes, ou en forme de citron, longues de 10-12 micr., larges de 6-7 micr., brun olive clair.

Setaria italica *P. B.*

Dans les ovaires.

9. USTILAGO TYPHOIDES B. et Br.

(Berk. et Br., *Not. of Brit. Fung.*, XL, in *Ann. nat. Hist.*, June 1850, p. 25, n° 480. — Fisch. de Wald., *Aperçu syst. des Ustil.*, p. 13).

USTILAGO GRANDIS Fries, *Syst. myc.*, III, p. 518. — Tulasne, *Mém. sur les Ustil.*, p. 78.
ERYSIBE TYPHOIDES Wallr., *Fl. Crypt. germ.*, II, p. 215.

Mycélium noir.

Spores globuleuses ou ovoïdes-allongées, près de 8 micr., brun olive clair.

Phragmites communis *Trin.*
Typha latifolia *L.*
— minima *Hopp.*

Dans les tiges et les gaines des feuilles.

10. USTILAGO MARMORATA Berk.

(*Journ. Linn. Soc.*, XIII, p. 174).

Mycélium compacte sous l'épiderme marbré.

Spores ovoïdes, de 6,5 - 12,7 micr. (Berkeley).

Isolepis prolifera *R. Br.* (Australie).

Sur la plante (en rompant l'épiderme).

11. Ustilago axicola Berk.

(Berk., *Enumer. of Fungi from Santo-Domingo*, in *Ann. Nat. Hist.*, March 1852, n° 55. — *Cuban Fungi*, in *Journ. Linn. Soc.* X, p. 357, n° 601).

Mycélium compacte en forme de pilules.

Spores globuleuses ou allongées, de 14 micr., assez transparentes (Berkeley).

Fimbristylis sp. (Saint-Domingue).

Dans les rachis de l'épi (en le déformant), et dans les fruits.

11 *a*. Ustilago axicola Berk. var.

(Berk., *Not. of North Amer. Fungi*, in *Grevillea*, 1874, p. 58).

Spores elliptiques, de 12,7 micr. (Berk.).

Cyperus sp. (Alabama).

Comme dans la précédente.

12. Ustilago Fimbristylis Thuemen (1)

(*Bullet. of Torrey Botan. Club of New-York*, VI, p. 95, n. 18).

Mycélium brun noir.

Spores plus ou moins globuleuses ou un peu irrégulièrement arrondies ou rarement elliptiques, de 12-14 micr., à épispore lisse, mince, brunes (Thuemen).

Fimbristylis autumnalis *R. S.* (Amérique du Nord, Virginie).

Dans les graines mûres.

13. Ustilago plumbea Rostrup.

(Thuemen, *Mycoth. univ.*, n° 531. — *Flora*, 1877, p. 170).

Mycélium sous l'épiderme, d'un aspect plombé, irrégulier et tuberculeux.

Spores globuleuses ou ovoïdes, de 14-16 micr., brunes.

Arum maculatum *L.*

Dans la lame des feuilles.

(1) D'après la diagnose, cette espèce paraît être identique avec l'*Ust. axicola*.

14. Ustilago Heufleri Fckl.

(Fuckel, *Symb. mycolog.*, I, p. 39. — Fisch. de Wald., *Aperçu syst. des Ustil.*, p. 14).

Urocystis pompholygodes Rbh., *Forma Tulipæ*, Rabh., *Fung. eur.*, n° 1099
Cæoma Tulipæ Heufler, in sched.

Mycélium en forme d'intumescences elliptiques, noir.
Spores globuleuses, de 16-18 micr., brunes.

Tulipa silvestris *L.*

Dans les feuilles.

b. Épispore violet.

15. Ustilago emodensis Berk.

(Hook., *Kew Journ.*, 1851, p. 202).

Mycélium violet, entremêlé de filaments rayonnants et bifurqués.
Spores elliptiques et ovales, de 3,7-4,7 micr., lilas foncé (Berkeley).

Polygona varia (Tonglo, à 10000 pieds d'altit.).

Dans les épis raccourcis et déformés (ayant l'apparence d'un tubercule lobé à l'extérieur de la gaîne).

16. Ustilago ocrearum Berk.

(*Gard. Chron.*, 1853, p. 207).

Mycélium rouge violet, sans filaments entremêlés.
Spores ovoïdes irrégulières, de 6,5 micr., lilas (Berkeley).

Polygona varia (Népaul oriental, à 10000 pieds d'altitude, Dr Hooker).

Sur les gaînes (en les changeant en lames pétaliformes, élargies et pourprées).

17. USTILAGO CANDOLLEI Tul.

(*Mém. sur les Ustil.*, p. 93. — Fisch. de Wald., *Aperçu syst. des Ustil.*, p. 14).

Mycélium d'un violet noirâtre.

Spores globuleuses ou globuleuses-ovoïdes et un peu aplaties, de 11-14 micr. (9,6-12,5, Tul.), ou longues de 14, larges de 11-12 micr. (9,6-12,5, Tul.), violet rose terne.

Polygonum alpinum *All.*
— Bistorta *L.*
— Hydropiper *L.*
— mite *Schrk.*
— viviparum *L.*

A l'extérieur de l'ovaire gonflé (avec une columelle et un péridium, selon M. Tulasne).

17 *a*. USTILAGO CANDOLLEI var. BERKELEYANA Tul.

(*Mém. sur les Ustil.*, p. 94. — Hook., *Handb. of the New-Zealand Fl.*, p. 625).

Spores ovoïdes-elliptiques, de 10-12 micr. (Tulasne).

Polygonum prostratum *R. Br.* (Australie et Nouv.-Zélande).

A l'intérieur de l'ovaire (comme la précédente) et dans les pédoncules (en masses allongées).

c. Épispore violet gris.

18. USTILAGO PHŒNICIS Corda

(Corda, *Icon. Fung.*, IV, 9, tab. III, fig. 26. — Tul., *Mém. sur les Ustil.*, p. 90. — Fisch. de Wald., *Aperçu syst. des Ustil.*, p. 15).

Mycélium noir violet.

Spores globuleuses, 4-5 micr. (3,5-4 micr., Tul.), violet gris clair ; épispore épais.

Phœnix dactylifera *L.*

Dans les fruits.

19. USTILAGO FICUUM Reichardt

(Verhandl., *D. k. k. zool. botan. Gesellsch. in Wien*, XVIII (1867), Abhandl., p. 335. — *Hedwigia*, 1869, p. 32. — Fisch. de Wald, *Beitr. zur Biol. d. Ustil.*, in Pringsh. *Jahrb. für wis. Bot.*, t. VII).

Mycélium noir.

Spores globuleuses, près de 3,8 de micr., noirâtres, à épispore épais.

Ficus Carica *L.*

Dans le réceptacle.

†† *Spores arrondies et anguleuses.*

a. Épispore noirâtre.

20. USTILAGO LEUCODERMA Berk.

(Berk., *Enumer. of Fung. from S.-Domingo*, in *Ann. Nat. Hist.*, March 1852, n° 54. — Berk. et Br., *Fungi of Ceylon*, in *Journ. Linn. Soc.*, XIV, p. 94, n° 840 (*Jour. Linn. Soc.*, X, 357, s. n° 603).

Mycélium d'un pouce ou plus de longueur, recouvert d'une croûte blanche, ridée.

Spores ovoïdes, plus rarement irrégulières, noires, opaques, de 17 micr. (ou de 12,7-15 micr., du *Rhynchospora*) (Berkeley).

Carex sp. (Saint-Domingue).
Rhynchospora aurea *Vahl.* (Ratnapoora).

Dans les gaînes foliaires.

21. USTILAGO PILULÆFORMIS Tul.

(*Mém. sur les Ustil.*, p. 93).

UREDO PILULÆFORMIS Berk.; Hook. *Lond. Journ. of Bot.*, vol. II, p. 523.

Mycélium noir compacte.

Spores ovales ou ovoïdes et anguleuses, de 12-20 micr. (d'après M. Tulasne, longues de 16-20, larges de 12-16 micr.),

à épispore d'une épaisseur inégale, en partie transparent (Tulasne).

Juncus sp. (Afrique méridionale).

Dans les ovaires.

b. Épispore brun.

22. USTILAGO SPERMOIDEA Berk. et Br.

(*Journ.*, *Linn. Soc.* XIV, p. 94, n° 842).

Mycélium allongé, entouré de l'épiderme papyracé.
Spores anguleuses-irrégulières, de 7,6-10 micr. (Berk.).

Cymbopogon Martii (Ceylan).

Sur la plante.

23. USTILAGO ISCHÆMI Fckl.

(Fuckel, *Symb. mycol.*, I, p. 40. — Rabh., *Fung. eur.*, n°s 398 et 1396. — Fisch. de Wald., *Aperçu syst. des Ustil.*, p. 116).

Mycélium brun foncé.
Spores arrondies et anguleuses, de 8-10 micr., brun clair, à épispore épais.

Andropogon hirtus *L.*
— Ischæmum *L.*

A la surface des épillets (détruisant les parties florales).

24. USTILAGO SACCHARI Rabh.

(*Hedwigia*, 1871, n° 2, p. 18).

Mycélium noir.
Spores globuleuses ou arrondies et peu anguleuses, de 7,5-10 micr., brun olive foncé, à épispore épais.

Erianthus Ravennæ *P. B.* (en Orient, Marasch).
Saccharum sp. (Indes or., Lahore, d'après M. Cooke).

Dans les inflorescences.

25. Ustilago Schweinfurthiana Thuem.

(*Mycoth. univ.*, n° 726).

Uredo Carbo DC., herb. de Candolle (de l'année 1819!).

Mycélium noir.

Spores plus ou moins globuleuses et peu anguleuses, 10-12 micr., rarement aussi de 8 micr. (d'après M. Thuemen, l'épispore est à peine granulé).

Imperata cylindrica *P. B.* (Égypte, Mansurah, Farafrah. — En Europe, à Nice, leg. Cesati, 1839 !herb. du Jard. bot. de Naples).

Dans les ovaires et les fleurs (les remplissant, sans les déformer d'une manière sensible).

26. Ustilago ambiens Karsten

(*Hedwigia*, 1872).

Mycélium noir.

Spores de formes différentes, le plus souvent arrondies, de 10-14 micr.; brun foncé (Karsten).

Gramina varia (au Spitzberg).

Dans les feuilles.

27. Ustilago marina Durieu

(Rabenh., *Fung. eur.*, n° 1199). Tulasne, *Taphrin. gen.*, in *Ann. sc. nat.*, 5e sér., t. V, p. 133 sq. — Fisch. de Wald., *Aperçu syst. des Ustil.*, p. 17).

Mycélium noir, en forme d'intumescences.

Spores de deux formes : les unes globuleuses ou ovoïdes-obtuses ou allongées, de 10-13 micr.; les autres irrégulièrement ovoïdes-allongées, longues de 16 micr., larges de 10-13 micr., brun olive très-clair, à épispore épais et d'une teinte orangée.

Scirpus parvulus *R. S.*

Dans les rhizomes.

28. USTILAGO ORNITHOGALI Magnus

(*Hedwigia*, 1875, p. 19. — Kühn, in Rabh., *Fung. eur.*, n° 1996 (1990).

UREDO ORNITHOGALI Schm. et Kze, *Linnæa*, I, 1826, p. 239.]
USTILAGO UMBRINA Schrœter, *Brand-und Rostpilze Schles.*, 1869, p. 5. — *Hedwigia*, 1871, p. 8.
USTILAGO HETEROSPORA Niess., *Beitr. zur Kenntn. der Pilze*, 1872. — *Hedwigia*, 1873, p. 116.

Mycélium brun olive foncé.
Spores ovoïdes, globuleuses, ou polyédriques irrégulières, quelquefois pointues à l'un des bouts, longues de 14-22 micr., larges de 12-14 micr.

Gagea arvensis *Schult.*
— bohemica *id.*
— fibrosa *id.*
— minima *id.*
Gagea pratensis *Schult.*
— saxatilis *Hoch.*
Ornithogalum umbellatum *L.*

Dans les feuilles.

29. USTILAGO MACLAGANI Berk.

(*Not. of North Amer. Fungi*, in *Grevillea*, 1874, n° 26, p. 58, série n° 572).

Mycélium noirâtre.
Spores ovoïdes et anguleuses, de 20-22 micr. (d'après une notice supplémentaire de M. Berkeley, également de 17,8-22 micr.) (Berk.).

Panicum virgatum *L.* (Amérique, Montréal).

Dans la panicule (causant son raccourcissement et altérant ses fleurs).

30. USTILAGO HYPOGÆA Tul.

(*Fungi hypogæi*, p. 196. — Fisch. de Wald., *Aperçu syst. des Ustil.*, page 18).

TUBURCINIA LINARIÆ.

Mycélium noir.
Spores arrondies ou arrondies-polyédriques, longues de 20-

24 micr., larges de 14-20 micr., d'un brun foncé, à peine transparentes; contenu très-oléagineux.

Linaria spuria *Mill.*

Dans la partie supérieure de la racine.

c. Épispore à peine violacé.

31. Ustilago Hæsendonckii Westendorp

(*Botan. Zeitung*, 1867, p. 78).

Mycélium violacé.

Spores globuleuses, ovales, ovales-oblongues ou irrégulières, longues de 10-30 micr., larges de 10-15 micr., transparentes, presque incolores.

Morus alba *L.*

Dans l'écorce des grosses racines.

B. Spores a épispore granuleux.

32. Ustilago Muelleriana Thuem.

(*Mycotheca univ.*, n° 623).

Mycélium noir.

Spores irrégulièrement arrondies ou presque quadrangulaires, ou sphériques, ou subglobuleuses, de 5-11 micr., à épispore lisse ou très-peu ponctué; brunes (Thuemen).

Juncus planifolius *R. Br.* (Australie, Victoria).

Dans les graines (en les remplissant avant leur maturité).

33. Ustilago trichophora Kze.

(*Flora*, 1830, p. 369 (sec. Ilcke). Kœrnicke, *Mycol. Beitr.*, in *Hedwigia*, 1877, p. 36).

Caeoma trichophorum Lk, *Sp. pl.*, VI, II, p. 3, n° 5.

Mycélium brun noir, compacte.

Spores pour la plupart globuleuses, rarement elliptiques-

courtes, de 9-10 micr., à épispore ponctué-granuleux, brun foncé (Kunze).

Panicum colonum *L.* (Égypte).

Dans les ovaires (recouverts de l'épiderme poilu).

34. Ustilago Penniseti Rabh.

(*Hedwigia*, 1871, p. 18, n° 10).

Ustilago trichophora β. Penniseti, Kze, *Flora*, 1830, p. 369 (sec. Kcke).
Ustilago Carbo var. columellifera, β. trichophora, Tul., *Mém. sur les Ustil.*, p. 81.
Ustilago Penniseti Kœrnicke, *Mycol. Beitr.*, in *Hedw.*, 1877, p. 35.

Mycélium brun noir.

Spores globuleuses, souvent anguleuses, de 10-12,4 micr., à épispore légèrement ponctué, brunes (Kœrnicke); (d'après la diagnose de M. Rabenhorst, elles sont globuleuses, de 9-11 micr., à épispore lisse).

Pennisetum cenchroides *Rich.*
— fasciculatum *Trin.* (en Orient, Marasch).
— vulpinum (île de Madère).

Dans l'ovaire.

35. Ustilago vittata Berk.

(*Gard. Chron.*, 1853, p. 148, avec figures. — Fisch. de Wald., *Aperçu syst. des Ustil.*, p. 18).

Mycélium noir.

Spores globuleuses, rarement un peu ovales ou ovoïdes, de 14-18 micr. (d'après M. Berkeley, de 15,2 micr.), brun jaune foncé; épispore épais, à granulations très-prononcées). D'après M. Berkeley, l'épispore est lisse).

Graminées voisines de l'*Oplismenus* (Hindoustan, au sommet du Paras Nath, à 4000 pieds d'altitude D[r] Hooker).

Dans la base de l'ovaire (allongé en bandelette).

36. Ustilago Junci Schweinitz

(*Synops. Fung. in Amer. Bor. med. digent.*, in *Transact. Amer. Philos. Soc.*, IV, new ser., p. II, 1832, p. 290, n° 6. — Berk., *Not. Amer. Fung.*, in *Grevillea*, 1874, n° 26, p. 58 sqq., n° 574.)

Mycélium noir compacte entourant les pédoncules.

Spores arrondies ou irrégulièrement anguleuses (d'après M. Berkeley, de 10,2 micr.), brun très-foncé; épispore à granulations très-prononcées et nombreuses.

Juncus tenuis *Willd.* (Amérique, New-York).

Sur les pédoncules.

37. Ustilago Scleriæ Tul.

(*Mém. sur les Ustil.*, p. 89, sub nom. *Ustil.? Scleriæ*. — Berk. et Br., *Ceylon Fungi*, in *Journ. Linn. Soc.*, XIV, p. 94, n° 841. — Fisch. de Wald., *Aperçu syst. des Ustil.*, p. 18).

Uredo Scleriæ DC. — Poir., *Encycl. méth. Bot.*, VIII, p. 228.

Mycélium noir.

Spores arrondies (pour la plupart de 12 micr.), arrondies-oblongues ou ovoïdes, longues d'environ 16 micr., larges de 10-14 micr. (20,3-25,5, Berk. et Br.), brun marron; épispore à granulations très-fortes.

Scleria sp. (Cayenne).

Dans les valves des épillets et les pédicelles.

38. Ustilago Montagnei Tul.

(*Mém. sur les Ustil.*, p. 88. — Fisch. de Wald., *Aperçu syst. des Ustil.*, p. 19).

Mycélium noir.

Spores arrondies-anguleuses, quelquefois globuleuses, un peu comprimées des deux côtés opposés, longues de 14-16 micr., larges de 10-14 micr. (d'après M. Tulasne, de 9,6-10,7 micr. de diamètre), brun jaunâtre foncé; épispore épais.

Rhynchospora alba *Vahl.*
— longirostris *Ell.*

Dans l'ovaire.

38*a*. Ustilago Montagnei var. major Desm.

(Desmaz., *Pl. crypt. Fr.*, n° 2126).

Mycélium noir.

Spores comme dans la précédente, mais longues de 16-19 micr., larges de 12-17 micr.

Rhynchospora alba *Vahl.*

Dans l'ovaire.

39. Ustilago urceolorum Tul.

(*Mém. sur les Ustil.*, p. 86. — Fisch. de Wald., *Aperçu syst. des Ustil.*, p. 19).

Uredo urceolorum DC., *Fl. fr.*, VI, p. 78.
Uredo (Ustilago) Caricis Pers., *Syn. Fung.*, p. 225.
Ustilago utriculorum Fries, *Syst. myc.*, III, p. 519 (pro parte).
Ustilago Caricis Fuckel, *Symb. myc.*, I, p. 39.

Mycélium noir.

Spores comprimées, surtout des deux côtés opposés, ou à 5-7 aplatissements, et arrondies, de 16-24 micr., ou souvent longues de 18-24 micr., larges de 16-18 micr. (d'après M. Tulasne, longues de 20-24 micr., larges de 16-18 micr.), brun noir, presque opaques; épispore à granulations nombreuses.

Carex alba *Scop.*
— arenaria *L.*
— brizoides *L.*
— Buxbaumii *Whlb.*
— capillaris *L.*
— digitata *L.*
— ericetorum *Poll.*
— ferruginea *Scop.*
— firma *Host.*
— flacca *Schreb.*
— flava *L.*
— gynobasis *Vill.*
— humilis *Leyss.*
— ligerica *J. Gay.*
— limosa *L.*

Carex Michelii *Host.*
— montana *L.*
— muricata *L.*
— obtusata *Liljebl.*
— ornithopoda *Willd.*
— panicea *L.*
— paniculata *L.*
— pilosa *Scop.*
— pilulifera *L.*
— pseudo-Cyperus *L.*
— pulicaris *L.*
— rigida *Good.*
— riparia *Curt.*
— rupestris *All.*
— Schreberi *Schrnk.*

Carex sempervirens *Vill.*
— silvatica *Huds.*
— stellulata *Good.*
— trinervis *Degl.*
Carex vaginata *Tausch.*
— verna *Vill.*
— vulgaris *Fr.*
Elyna spicata *Schrad.*

A la surface externe et à l'intérieur de l'ovaire.

40. USTILAGO SCIRPI Kühn, in litt. (1)

(Rabenh., *Fung. eur.*, n° 1698. — *Hedwigia*, 1873, p. 150).

Mycélium noir.

Spores arrondies du côté des surfaces libres, aplaties sur les autres, longues de 14-24,3 micr., larges de 11-14 micr., brun noir foncé; épispore épais (Kühn).

Scirpus cæspitosus *L.*
— — *var.* nemorosus *Roth.*
— pubescens *Lam.*

Dans l'ovaire.

C. SPORES A ÉPISPORE PAPILLEUX.

a. Épispore brun.

41. USTILAGO DREGEANA Tul.

(*Mem. sur les Ustil.*, p. 83. — Fisch. de Wald., *Aperçu syst. des Ustil.*, p. 21. - Kœrnicke, *Myc. Beitr.*, in *Hedw.*, 1877, p. 35).

Mycélium noir.

Spores globuleuses ou ovoïdes-obtuses, de 4-5 micr. (Tul., 3,2-4,8 micr.; Kœrn., 4,4-5 micr.), brun olive jaunâtre; épispore à papilles peu proéminentes et éparses.

Gramina indefin. (cap de Bonne-Espérance).

Dans les pédoncules de la panicule.

(1) D'après M. Kühn, les *Ustil. urceolorum* Tul., *Montagnei* Tul., *Montagnei* var. *major* Desm., et *Scirpi* Kuhn, ne présentent que des modifications peu sensibles d'une seule espèce, qu'il réunit sous le nom d'*Ustil. urceolorum* (*in sensu latiore*) Kuhn.

42. Ustilago flavo-nigrescens Berk. et Curt.

(*Journ. Linn. Soc.*, X, p. 358, n° 605).

Mycélium noirâtre, compacte.

Spores globuleuses, de 7 micr., jaunes-noirâtres, papilleuses (Berk. et C.).

Scleria (île de Cuba).

Sur les épis.

43. Ustilago bullata Berk.

(Berkeley, *Flor. Nov. Zeal.*, II, p. 196, t. 106, fig. 12. — Hooker, *Handb. Nov. Zeal. Fl.*, p. 625. — Tulasne, *Mém. sur les Ustil.*, p. 82, sub nom. *Ustil. Carbo* et *vulgaris*. — Fisch. de Wald., *Aperçu syst. des Ustil.*, p. 21, non *Ustil. trichophora*, Berk.!).

Mycélium noir, en forme de bulles.

Spores globuleuses, ovoïdes-arrondies ou elliptiques, de 7-10 micr. (pour la plupart, de 8 micr., sur le *Trit. scabrum*; d'après M. Berkeley, de 7 micr., et sur les *Danthonia* de 15,2 micr.), brun olive très-pâle; épispore d'une teinte rougeâtre, très-papilleux; papilles très-courtes (presque en forme de granulations).

Danthonia sp. (Australie).
Triticum scabrum *R. Br.* (Nouv.-Zélande).

Dans les inflorescences (en déformant les glumes et le rachis).

44. Ustilago Bursa Berk.

(Hook., *Kew Journ.*, 1854, p. 206).

Mycélium noir, formant une pochette verdâtre de près de deux lignes de longueur, très-bombée, couverte de débris durs, luisants, d'apparence cornée, des enveloppes florales et des styles, souvent fendue d'un côté.

Spores elliptiques, de 10,2 de micr.; épispore brun foncé, hérissé de petites papilles (Berkeley).

Anthisteria arundinacea Roxb. (Sikkim, Dr Hooker).

Dans les ovaires.

45. USTILAGO VAILLANTII Tul.

(*Mém. sur les Ustil.*, p. 90. — Fisch. de Wald., *Aperçu syst. des Ustil.*, p. 21).

Mycélium brun olive.

Spores ovoïdes, globuleuses, de 8-11 micr. (d'après M. Tulasne, longues de 8-9 micr., larges de 4-5 micr.), brun rougeâtre clair; épispore à papilles très-peu visibles (presque en forme de granulations).

Bellevalia romana *Rchbch.*	Scilla anthericoides *Poir.*
Muscari botryoides *DC.*	— bifolia *L.*
— comosum *Mill.*	— maritima *L.*

Dans les anthères et les pistils.

46. USTILAGO BROMIVORA F. de W.

(Fisch. de Wald., *Beitr. zur Biol. d. Ustil.*, in Pringsh *Jahr. für wiss. Bot.*, t. VII. — *Sur la struct. spor. Ustil.*, in *Bull. Soc. Natur. Mosc.*, 1867, t. I. — *Hedwigia*, 1867, p. 168. — *Aperçu syst. des Ustil.*, p. 22).

USTILAGO CARBO, α VULGARIS, δ BROMIVORA Tul., *Mém. sur les Ustil.*, p. 81.

Mycélium brun noir.

Spores arrondies ou allongées et comprimées irrégulièrement, de 6-10 micr., les allongées jusqu'à 12 micr., brun olive foncé; épispore à papilles très-fines, à peine proéminentes (ces épaississements très-variables; parmi les spores typiques il y en a d'autres à épispore granuleux, même lisse).

Bromus diandrus *Curt.*	Bromus rigidus *Roth.*
— longiflorus *Willd.*	— secalinus *L.*
— macrostachys *Desf.*	— — *var.* grossus *Desf.*
— maximus *Desf.*	— — *var.* viviparus.
— mollis *L.*	

Dans les parties florales.

47. USTILAGO RABENHORSTIANA Kühn

(*Botan. Zeit.*, 1876, p. 472. — *Hedwigia*, 1876, p. 4 et 109. — Rabh., *Fung. eur.*, cent. XXI).

USTILAGO DESTRUENS var. DIGITARIÆ Sacc., *Fungi ven. novi*, ser. v, 167, et in *Michelia*, p. 8, n° 33.

Mycélium noir.

Spores globuleuses, de 8,3-12,4 micr., elliptiques ou rarement ovoïdes-allongées, longues de 10-14,3 micr., larges de 8,3-11, 4 micr., brunes; épispore à papilles (Kühn).

Panicum sanguinale *L.*

Dans l'épi (en détruisant le rachis).

48. Ustilago Notarisii F. de W.

(Fisch. de Wald., *Aperçu syst. des Ustil.*, p. 22).

Mycélium noir-olive, en stries.

Spores arrondies, ovoïdes et irrégulièrement comprimées; les arrondies de 11-13 micr., les formes allongées longues de 11-15 micr., larges de 10-12 micr., brun olive, à épispore très-papilleux, les papilles proéminentes et serrées.

Arrhenatherum sp. (Herbier du Musée botanique à Rome).

Dans les feuilles.

49. Ustilago Luzulæ Saccardo

(*Mycol. ven. specim.*, p. 73).

Mycélium noir.

Spores globuleuses, de 20 micr., brun foncé; épispore épais (Saccardo).

Luzula Forsteri *DC.*
— pilosa *Willd.*

Dans les ovaires.

50. Ustilago Duriæana Tul.

(*Mém. sur les Ustil.*, p. 105. — Fisch. de Wald., *Aperçu syst. des Ustil.*, p. 23).

Mycélium couleur d'argile très-claire.

Spores (souvent réunies en masses) ovoïdes ou pointues à l'un des bouts, réniformes, en général arrondies à la surface libre, comprimées d'un ou de plusieurs côtés, selon la conjonc-

tion, longues de 14-20 micr., larges de 10-16 micr. (d'après M. Tulasne, d'un diamètre de 10-12,8 micr.); épispore d'un jaune brunâtre très-clair, à papilles proéminentes, de forme irrégulière (comme verruqueuses) et éparses.

Cerastium arvense *L.*
— cæspitosum *Gil.*
— glomeratum *Thuill.*
— semidecandrum *L.*

Dans les fruits.

b. Épispore violet.

51. Ustilago vinosa Tul.

(*Mém. sur les Ustil.*, p. 98. — Fisch. de Wald., *Aperçu syst. des Ustil.*, p. 23).

Uredo vinosa Berk., in litt.

Mycélium violet foncé.

Spores arrondies ou irrégulièrement comprimées, de 6-8 micr. (Tul., 6,5 micr.), violet très-clair, à épispore très-papilleux.

Oxyria digyna *Campd.*

Dans l'ovaire.

D. Spores à épispore hérissé de pointes (aciculés).

52. Ustilago Maydis Lév.

(Léveillé, *Rech. sur le développ. des Urédin.*, in *Ann. sc. nat.*, 2e sér., t. XI, p. 13. — Corda, *Icon. Fung.*, V, 3. — Tul., *Mém. sur les Ustil.*, p. 84. Fisch. de Wald., *Aperçu syst. des Ustil.*, p. 23).

Uredo Maydis DC., *Fl. Fr.*, VI, p. 77.

Mycélium noir.

Spores globuleuses ou arrondies-oblongues, de 9-10 micromillimètres (8-10 micr., Tul.), brunes; épispore à aciculés nombreuses.

Zea Mays *L.*

Dans les ovaires, les fleurs mâles, le rachis des épis, les tiges, les feuilles et les gaînes foliaires.

53. USTILAGO SCHWEINITZII Tul.

(*Mém. sur les Ustil.*, p. 86).

UREDO ZEÆ Schwein., *Fung. Car. sup.*, p. 45, nº 485, 27; *Comment. Soc. nat. cur. Lipsiensis.*

Mycélium noir gris.

Spores à épispore noirâtre : « *Ustilago gigantea bipedalis, affinior U. Caricis quam U. segetum* » (Schweinitz).

Zea Mays *L.* (Amérique).

Dans les épis.

54. USTILAGO SETARIÆ Rabh.

(Fisch. de Wald., *Aperçu syst. des Ustil.*, p. 24).

Mycélium noir.

Spores globuleuses ou elliptiques, de 10-12 micr., brun-olive; épispore à acicules très-courtes.

Setaria sp. (ex herb. Dr Schneider, leg. Schrœter).

Dans la panicule (la détruisant).

55. USTILAGO NEGLECTA Niessl mss.

(Rabh., *Fung. eur.*, nº 1200. — *Hedwigia*, 1868, p. 125. — Fisch. de Wald., *Aperçu syst. des Ustil.*, p. 24).

Mycélium noir.

Spores arrondies-oblongues ou ovoïdes, longues de 12 micr., larges de 7-9 micr.; épispore à acicules obtuses.

Panicum glaucum *L.*
— verticillatum *L.*

Dans les ovaires.

56. USTILAGO DESTRUENS Dub.

UREDO DESTRUENS Dub., *Bot. gall.*, II, p. 901.
CÆOMA DESTRUENS Schlecht., *Fl. Berol.*, II, p. 130.
USTILAGO CARBO β DESTRUENS Tul., *Mém. sur les Ustil.*, p. 81.

Mycélium noir.

Spores globuleuses ou ovales, de 10-12 micr. (d'après M. Tu-

lasne, de 9,6-12,8 micr.), d'un brun rougeâtre clair; épispore à acicules moins prononcées que dans la précédente.

Alopecurus agrestis *L.*
Dactyloctenium ægyptiacum *Willd.*
Panicum glaucum *L.*
— miliaceum *L.*
— repens *L.*

Dans l'ovaire et les pédoncules de l'inflorescence.

57. Ustilago Reiliana Kühn

(Rabh., *Fung. eur.*, n°s 2095 et 96. — Fisch. de Wald., *Aperçu syst. des Ustil.*, p. 25).

Ustilago pulveracea Cooke.

Mycélium brun noir.

Spores globuleuses, ovoïdes ou irrégulièrement comprimées, de 9,5-14 micr., à épispore hérissé d'acicules un peu obtuses, très-courtes, et ne ressortant presque pas de la couche externe.

Sorghum cernuum *Willd.*
— vulgare *Pers.*
Zea Mays *L.*

Dans la panicule.

58. Ustilago Cesatii F. de W.

(*Aperçu syst. des Ustil.*, p. 25).

Uredo Syntherismæ Schweinitz, *Raren. f. Carol. exs.*, 1856, n° 98.

Mycélium noir.

Spores de formes très-différentes, arrondies, de 10-12 micr., ovoïdes ou arrondies-polyédriques (longues de 14 micr., larges de 12 micr.) ou allongées-polyédriques et pointues (longues de 12-14 micr., larges de 8-10 micr.), brun foncé; épispore épais, à aiguillons très-courts, presque entièrement plongés dans la couche externe.

Andropogon sp.
Digitaria sp. (Amérique, Caroline).

Dans les glumelles et les ovaires (détruisant les fleurs).

59. Ustilago Salveii B. et Br.

(*Not. of Brit. Fung.*, 1850, n° 482. — Fisch. de Wald., *Aperçu syst. des Ustil.*, p. 23, n° 41).

Ustilago Salvettii B. et Br. — Fisch. de Wald., *Aperçu syst. des Ustil.*, p. 25, n° 49.

Mycélium d'un brun olive ou noirâtre, en stries parallèles.

Spores globuleuses, de 8-10 micr., ovoïdes ou irrégulièrement elliptiques (longues de 8-14 micr., larges de 8 micr.), brunes, souvent d'une teinte un peu olive; épispore à acicules prononcées, mais très-courtes et obtuses.

Dactylis glomerata *L.*

Dans les feuilles.

60. Ustilago olivacea Tul.

(*Mém. sur les Ustil.*, p. 88. — Kœrnicke, *Hedwigia*, 1874, p. 159).

Uredo olivacea DC., *Fl. Fr.*, VI, p. 78.

Mycélium brun noir, pulvérulent.

Spores globuleuses ou ovales-comprimées, souvent très-allongées, de 14-16 micr. (Tul., 14,8-16,4 micr.), brun-olive clair; épispore à acicules très-courtes et obtuses.

Carex acuta *L.*
— filiformis *L.*
— riparia *Curt.*
— rostrata *With.*
— vesicaria *L.*

Dans l'ovaire.

61. Ustilago subinclusa Kœrnicke

(*Hedwigia*, 1874, p. 159).

Mycélium brun noir, compacte.

Spores comme dans la précédente espèce, mais plus comprimées et moins allongées, en général plus grandes, brun-olive foncé; épispore à épaississements plus gros (Kœrnicke).

Carex riparia *Curt.* (et autres espèces?).

Dans l'ovaire.

62. Ustilago echinata Schrœter

(*Brand-und Rostp. Schles.*, 1869. — Rabh., *Fung. eur.*, n° 1497. — *Hedwigia*, 1871, p. 8).

Mycélium noir, en stries.
Spores globuleuses ou elliptiques, de 14-19,5 micr. (Schrœter).

Phalaris arundinacea *L.*

Dans les feuilles.

E. Spores a épispore verruqueux.

63. Ustilago Fussii Niessl

(*Beitr. zur Kenntn. der Pilze*, 1872. — *Hedwigia*, 1873, p. 116).

Mycélium noir.
Spores arrondies, de 10-12 micr., noirâtres (Niessl).

Juniperus communis *L.*
— nana *Willd.*

Dans les feuilles.

64. Ustilago endotricha Berk.

(*New Zeal. Fl.*, II, p. 196. — Berk. et Br., *Fungi of Ceylan*, in *Journ. Linn. Soc.*, XIV, p. 94, n° 813. — Fisch. de Wald., *Aperçu syst. des Ustil.*, p. 20).

Ustilago trichophora Berk., *loc. cit.*

Mycélium noir.
Spores globuleuses, ovales, ovoïdes-obtuses, de 11-15 micr. (d'après M. Berkeley, en général longues de 5-12,7 micr., larges de 4-10 micr.), brun jaune foncé; épispore à verrues proéminentes, de forme et de grandeur variables (spores d'un exemplaire de *Gahnia* infecté).

Carex bengalensis (Ceylan, avec des spores de 7,6-12,7 microm., Khasia; — exemplaire provenant du Népaul : spores de 5 microm., Berk.).
Gahnia sp. (Nouv.-Zélande, Auckland : spores de 7,6-12,7 micr., Berk.).

Dans la panicule, surtout dans les pédoncules (en les détruisant).

F. Spores a épispore réticulé.

a. Épispore brun.

65. Ustilago Secales Rabh.

Uredo Secalis Rabh., *Flora*, 1848, p. 209. — Cfr. Kœrnicke, *Myc. Beitr.*, in *Hedwigia*, 1877, p. 29.

Mycélium brun noir, inodore.

Spores globuleuses, très-rarement ovales, de 12-2 micr., jaune brun pâle (Rabenhorst).

Secale cereale *L.*

Dans l'ovaire.

b. Épispore violet.

66. Ustilago antherarum Tul.

(*Mém. sur les Ustil.*, p. 96. — Fisch. de Wald., *Aperçu syst. des Ustil.*, p. 27.)

Uredo antherarum DC., *Fl. Fr.*, VI, 79.
Cæoma antherarum Nees, *Syst. der Pilze*, p. 14.
Erysibe antherarum Wallr., *Fl. Crypt. Germ.*, p. post., p. 217.
Uredo (Ustilago) violacea Pers., *Syn.*, p. 225; *Dispos. meth.*, p. 57.

Mycélium lilas.

Spores globuleuses ou ovales-ovoïdes, souvent comprimées d'un côté, de 8-10 micr. (d'apr. M. Tulasne, de 6,4-7,5 micr.); épispore violet très-clair, à réticulations hexagonales assez régulières.

Dianthus Carthusianorum *L.*
— Poiretianus *Sering.*
Lychnis Flos. Cuculi *L.*
— Viscaria *L.*
Melandrium album *Grke.*
— rubrum *Grke.*
Salvia pratensis *L.*
Saponaria officinalis *L.*
Silene elata *Otth.*
— inflata *Sm.*
— nutans *L.*
— Otites *Sm.*
— rupestris *L.*
Stellaria graminea *L.*
— Holostea *L.*

Dans les anthères.

67. Ustilago Holostei de By

(Fisch. de Wald., *Beitr. zur Biol. d. Ustil.*, in Pringsh. *Jahrb. für wiss. Bot.*, t. VII. — Rabh., *Fung. eur.*, n° 1992).

Mycélium violet foncé.

Spores globuleuses, de 11-13 micr.; épispore rose violet.

Holosteum umbellatum *L.*

Dans les anthères et dans les ovaires.

68. Ustilago intermedia Schrœter.

(Rabh., *Fung. eur.*, n° 1696).

Mycélium violet foncé.

Spores globuleuses ou elliptiques, de 11-13,7 micr.; épispore violet clair, à aréoles serrées (Schrœter).

Scabiosa columbaria *L.*

Dans les fleurs.

69. Ustilago utriculosa Tul.

(*Mém. sur les Ustil.*, p. 102. — Fisch. de Wald., *Aperçu syst. des Ustil.*, p. 28).

Uredo utriculosa Dub., *Bot. Gall.*, II, p. 901 (pro parte). — Corda, *Icon. Fung.*, II, 2.
Caeoma utriculosum Link, *Sp. pl.*, VI, II, p. 9 (pro parte).
Ustilago Persicariæ Mentz., *Ind. nom. pl.*, p. 324. — Westend. et Wall., *Herb. crypt. belge*, n° 1163.

Mycélium violet.

Spores globuleuses, rarement aplaties d'un côté, de 10-12 micr.; épispore rose violet, à couche externe hyaline, dans laquelle se trouvent plongées les réticulations très-larges (les aréoles de 2-4 micr.).

Polygonum amphibium *L.*	Polygonum minus *Huds.*
— Convolvulus *L.*	— mite *Schrk.*
— dumetorum *L.*	— pensylvanicum *L.*
— Hydropiper *L.*	— Persicaria *L.*
— lapathifolium *L.*	

A la base du périgone, et à la base des anthères dans l'ovaire.

70. Ustilago receptaculorum Fries

(*Syst. Myc.*, III, p. 518. — Tul., *Mém. sur les Ustil.*, p. 103. — Fisch. de Wald., *Aperçu syst. des Ustil.*, p. 28).

Uredo receptaculorum DC., *Encycl. Bot.*, VIII, 228. — *Fl. Fr.*, VI, 79.
Cæoma receptaculorum Link, *Sp., pl.* VI, II, p. 17.

Mycélium violet.
Spores globuleuses ou irrégulièrement ovales, de 10-16 micr. (d'après M. Tulasne, longues de 16 micr., larges de 12-14 micr.), à épispore violet foncé, étroitement réticulé.

Scorzonera humilis *L.*
Tragopogon orientalis *L.*
— porrifolius *L.*
— pratensis *L.*

A la surface du réceptacle et dans les fleurs.

71. Ustilago Cardui F. de W. (1)

(*Beitr. zur Biol. der Ustil.*, in Pringsh. *Jahrb. für wiss. Bot.*, t. VII. — *Aperçu syst. des Ustil.*, p. 29).

Ustilago Riessiana Kühn, Rabh., *Fung. eur.*, n° 1798 et 99. — *Hedwigia*, 1874, p. 59.

Mycélium couleur d'argile claire.
Spores globuleuses, rarement arrondies-ovales, de 16 micr.; épispore à réticulations plongées dans la couche externe hyaline (les aréoles en forme de fossettes).

Carduus acanthoides *L.*
— nutans *L.*
Cirsium heterophyllum *All.*
Silybum Marianum *Gærtn.*

Dans les fleurs.

(1) J'avais considéré d'abord cette espèce comme nouvelle en examinant l'herbier de M. de Bary en 1866. Aucune note n'accompagnait cet exemplaire. Je la décrivis donc, une année plus tard, sous le nom d'*Ustil. Cardui*, ne soupçonnant pas même que M. Riess l'eût trouvée déjà en 1864 et en avait déposé la notice dans l'herbier de l'Institut agronomique de Halle. (Voyez la remarque de M. Kühn insérée dans l'*Hedwigia*, 1874, p. 59, et dans les *Fungi eur. exs.* de M. Rabenhorst.)

c. Épispore violet rougeâtre.

72. USTILAGO PARLATOREI F. de W.

(*Hedwigia*, 1876, n° 12. — *Botan. Zeit.*, 1877, n° 1. — *Aperçu syst. des Ustil.*, p. 29. — *Nuovo Giorn. bot. ital.*, 1877, n° 2. — Rabh., *Fung. eur.*, cent. XXIV).

Mycélium violet foncé rougeâtre.

Spores globuleuses ou ovoïdes, de 10-14 micr.; épispore violet rougeâtre clair.

Rumex maritimus *L.*

A l'intérieur des parties de l'axe, surtout dans l'inflorescence, et dans les parties pétiolaires des feuilles, qui se gonflent fortement, se raccourcissent et se tordent.

73. USTILAGO KUHNIANA Wolff.

(*Botan. Zeit.*, 1874, p. 814. — Rabh., *Fung. eur.*, n° 1989. — *Hedwigia*, 1875, p. 28. — Fisch. de Wald., *Aperçu syst. des Ustil.*, p. 29).

Mycélium violet foncé ferrugineux, en forme de taches et de larges stries.

Spores globuleuses, ovoïdes, de 12-16 micr.; épispore violet rougeâtre foncé, les réticulations plus étroites et plus nombreuses que dans la précédente espèce.

Rumex Acetosa *L.*
— Acetosella *L.*

Dans les tiges, inflorescences, fleurs et feuilles.

d. Épispore incolore ou coloré très-pâle.

74. USTILAGO FLOSCULORUM Tul.

(*Mém. sur les Ustil.*, p. 99. — Fisch. de Wald., *Aperçu syst. des Ustil.*, p. 30).

UREDO FLOSCULORUM DC., *fl. Fr.*, VI, p. 79, n° 615. — Fries, *Syst. myc.*, III, p. 518.
CAEOMA FLOSCULORUM Link, *Sp. pl.*, VI, p. II, p. 21.

Mycélium couleur argile violette très-claire.

Spores globuleuses, ou légèrement concaves d'un côté, de 9-10 micr., d'une teinte à peine jaunâtre; épispore à réticulations hexagonales.

Knautia arvensis *Coult.*
— silvatica *Dub.*

Dans les anthères.

75. USTILAGO PALLIDA Schrœter

(Herb. de l'Instit. phytophys. du prof. L. Kny, à Berlin).

Mycélium couleur d'argile très-claire.

Spores globuleuses, de 11-14 micr.; épispore à peine jaunâtre; les réticulations hexagonales proéminentes (comme papilleuse en visant le bord de la spore) et les aréoles profondes.

Polygonum Convolvulus *L.* (leg. D[r] Schrœter, 1874).

Dans les fleurs.

76. USTILAGO SUCCISÆ Magnus

(*Hedwigia*, 1875, p. 17).

Mycélium blanc.

Spores globuleuses ou moins régulièrement arrondies, de 15-16,5 micr., incolores.

Succisa pratensis *Mnch.*

Dans les anthères.

77. USTILAGO CINIS Kœrnicke

(Herb. de M. Magnus, à Berlin).

Cette espèce infeste le *Juncus conglomeratus* L. (Bonn, près de Bruchl, leg. Becker).

78. USTILAGO MIRABILIS Sorok.

(Just, *Bot. Jahresber.*, 1875, p. 232).

Rem. — L'espèce précédente et celle-ci ne me sont connues que de noms.

II. — SOROSPORIUM Rud.

(*Linnæa*, IV, p. 116 (1829). — Fisch. de Wald., *Aperçu syst. des Ustil.*, p. 31).

Mycélium à filaments pour la plupart intracellulaires, très-rameux et à haustoires.

Filaments sporogènes très-gélatineux, leurs bouts, puis eux-mêmes s'entrelaçant pour former des glomérules à la surface de la plante nourricière.

Les filaments des glomérules se transforment en spores à commencer du centre de chacun d'eux (en sens centrifuge); la masse des glomérules elle-même se transforme en spores du dehors en dedans, c'est-à-dire les couches de glomérules externes plutôt que les internes (qui touchent la surface de la plante nourricière).

Spores en glomérules, composés de plusieurs jusqu'à 100 spores et plus; quelques-unes des spores naissent isolément aux bouts des branches gélatineuses. Les spores mûres irrégulièrement arrondies ou anguleuses, de 7,5-16 micr., brunes ou d'une teinte d'argile très-pâle.

La germination des spores est inconnue.

A. Épispore brun.

79. Sorosporium Trientalis Woronine

(d'après des observations inédites).

Tuburcinia Trientalis Berk. et Br., *Ann. Nat. Hist.*, n° 488.

Mycélium noir, en coussinets.

Glomérules très-opaques, déprimés, subglobeux, d'un diamètre jusqu'à 76 micr.

Trientalis europæa *L.*

Dans les feuilles.

80. SOROSPORIUM CESATII (Sorok.) F. de W.

(*Aperçu syst. des Ustil.*, p. 32).

TUBURCINIA CESATII Sorokine, *Matér. pour la flore de l'Oural* (en russe).

Se distingue de la précédente espèce par ses glomérules : chaque glomérule est composé de 12-25 spores anguleuses, à épispore lisse (Sorokine).

Geranium sp.

Dans les feuilles et les tiges.

81. SOROSPORIUM JUNCI Schrœter

(*Brand-und Rostp. Schles.*, 1869. — Rabh., *Fung. eur.*, n° 1699. — *Hedwigia*, 1871, p. 8. — Fischer de Waldheim, *Aperçu syst. des Ustil.*, page 32).

Mycélium en forme d'intumescences noires.

Glomérules arrondis ou irrégulièrement allongés, longs jusqu'à 70 micr., larges de 20-50 micr., composés de 10-50 spores.

Spores arrondies ou polyédriques, de 7,5-14 micr.; épispore marron clair, peu ponctué.

Juncus bufonius *L.*

Dans les ovaires, les pédoncules des fleurs et les tiges (surtout près de la base).

82. SOROSPORIUM BULLATUM Schrœter

(*Brand-und Rostp. Schles.*, 1869. — Rabh., *Fung. eur.*, n° 1439. — *Hedwigia*, 1871, p. 8. — Fischer de Waldh, *Aperçu syst. des Ustil.*, page.33).

Mycélium noir.

Glomérules allongés (oblongs, ovoïdes, etc.) ou arrondis-irréguliers, atteignant jusqu'à 140 micr., larges de 50-120 micr., composés de 100 spores ou plus.

Spores globuleuses, elliptiques ou polyédriques, de 8,5-

15 micr.; épispore brun, à épaississements papilleux, irréguliers, épars et peu visibles.

Panicum Crus-galli *L.*

Dans les fruits.

83. Sorosporium Scabies (Berk.) F. de W.

(*Aperçu syst. des Ustil.*, p. 33).

Tuburcinia Scabies Berk., *Ann. Nat. Hist.*, n° 489.

Glomérules globuleux, olive, avec une ou deux lacunes (Berkeley).

Solanum tuberosum *L.*

B. Épispore brun rougeatre très-clair.

84. Sorosporium Saponariæ Rud.

(*Linn.*, IV, p. 116. — Fisch. de Wald., *Aperçu syst. des Ustil.*, p. 33).

Schizoderma Saponariæ Fries, *Syst. myc.*, III, p. 477.
Ustilago Rudolphii Tul., *Mém. sur les Ustil.*, p. 99.

Mycélium couleur d'argile.

Glomérules arrondis ou allongés, composés d'environ 100 spores.

Spores arrondies, comprimées du côté de la conjonction, longues de 14-16 micr., larges de 12-14 micr. (d'après M. Tulasne, longues de 16 micr., larges de 12 micr.); épispore à verrues irrégulières, élargies à la base et confluant souvent en petites crêtes.

Dianthus Carthusianorum *L.*	Saponaria officinalis *L.*
— deltoides *L.*	Silene inflata *Sm.*
— Seguierii *Vill.*	— velutina *Pourr.*
Melandrium album *Grke.*	Stellariæ sp.
— rubrum *Grke.*	Tunica Saxifraga *Scop.*

A la surface de toutes les parties florales, excepté sur la surface antérieure du calice (d'après M. Niessl, dans les feuilles supérieures de la tige, dans les feuilles adventives et à la face interne du calice).

III. — THECAPHORA Fingerh.

(*Mycol. Beitr.*, in *Linn.*, X, p. 230 (1835 et 1836).— Tul., *Mém. sur les Ustil.*, p. 107. — Fisch. de Wald., *Aperçu syst. des Ustil.*, p. 34).

Développement insuffisamment connu. Filaments sporogènes gélatineux, s'entrelaçant pour former des glomérules qui se transforment en spores.

Glomérules composés de spores ordinairement peu nombreuses, anguleuses, arrondies à leur surface libre, grandes, brunes ou d'un brun noir, à épispore rarement lisse, le plus souvent papilleux ou épineux.

La germination des spores est inconnue.

A. Épispore lisse.

85. Thecaphora Berkeleyana F. de W. (1).

Polycystis macularis B. et Br., *Journ.*, *Linn. Soc.* XIV, p. 94. — *Fungi of Ceylan*, in *Journ. Soc. Linn.* XIV, p. 94, n° 845,
Urocystis macularis (B. et Br.) Fisch. de Wald., *Aperçu syst. des Ustil.*, p. 38.

Mycélium noir brunâtre, ridé.

Glomérules arrondis, de 12 micr., ovales et allongés, longs d'environ 15 micr., larges de 10 micr., composés pour la plupart de 4 spores disposées tétraédriquement, plus rarement de 5 spores.

Spores arrondies à surfaces libres et comprimées du côté de la conjonction, transparentes, d'un olive terne.

Andropogon perforatus (Ceylan).

Dans les épillets, à la surface externe et à l'intérieur des parties de la fleur (excepté les glumes).

86. Thecaphora inquinans B. et Br.

(*Fungi of Ceylon*, in *Journ. Soc. Linn.* XIV, p. 94, n° 844· — Just, *Botan. Jahresb.*, 1874. — Fisch. de Wald., *Aperçu syst. des Ustil.*, page 34).

Mycélium noir.

(1). La diagnose de cette espèce a été faite d'après un échantillon que M. Berkeley a bien voulu me communiquer.

Glomérules allongés, irréguliers, de 10-18 micr., composés de 3-7 spores, le plus souvent de 4.

Spores anguleuses, d'un olive grisâtre, à épispore mince.

Paspalum scrobiculatum *L.* (Ceylan).

Dans les graines (les remplissant complétement).

87. Thecaphora Dactylidis Pass., in litt.

(Fisch. de Wald., *Aperçu syst. des Ustil.*, p. 34).

Mycélium noir, en forme de pustules.

Glomérules oblongs, irréguliers, composés de spores assez nombreuses (jusqu'à 15 et plus), petites, anguleuses, arrondies aux surfaces libres, brunes.

Dactylis glomerata *L.*

Dans les feuilles.

88. Thecaphora Cornuana F. de W.

(*Aperçu syst. des Ustil.*, p. 35).

Ustilago decipiens Schweinitz (herbier de Candolle et du Musée d'hist. nat. de Florence).

Mycélium noir.

Glomérules arrondis (près de 50 micr.) ou ovoïdes-obtus, longs de 50-90 micr., larges de 40-70 micr., composés de nombreuses spores (jusqu'à 50 et plus).

Spores anguleuses, de 8-14 micr. (ordinairement longues de 12 micr., larges de 8 micr.), brun-olive clair, à épispore lisse, à contenu très-luisant.

Scirpus affinis *Roth.* (Guadeloupe).

Dans les fruits.

89. Thecaphora aterrima Tul.

(*Mém. sur les Ustil.*, p. 110. - Fisch. de Wald., *Aperçu syst. des Ustil.*, p. 35).

Mycélium noir.

Glomérules arrondis, ovales ou irrégulièrement ovoïdes, de

28-40 micr. (d'après M. Tulasne, de 16-32 micr.), brun noirâtre, composés de 5-20 spores, à épispore lisse ou peu granuleux.

Carex gynobasis *Vill.*
— gynomane *Bert.*
— præcox *Schreb.*
Euphrasia lutea *L.*

Dans les épis mâles des *Carex* et dans la tige de l'*Euphrasia*.

B. Épispore papilleux.

90. Thecaphora Westendorpii F. de W.

(*Aperçu syst. des Ustil.*, p. 35).

Polycystis Lolii Westendorp, *Bull. des séanc. de l'Acad. de Belg.*, 1re série, XXI, 2, p. 246.

Mycélium brun noir.

Glomérules composés de spores anguleuses longues de 10-12 micr., larges de 8 micr., peu nombreuses (4-8 et plus), brunes, à épispore papilleux.

Lolium perenne *L.*

Entre les glumes et les glumelles.

91. Thecaphora deformans Dur. et Montgn.

(*Explor. scient. d'Alg.*, p. 299. — Tul., *Mém. sur les Ustil.*, p. 110. — Fisch. de Wald., *Aperçu syst. des Ustil.*, p. 35).

Mycélium brun-rouille.

Glomérules arrondis ou légèrement déprimés des deux côtés opposés, de 26-36 micr. (d'après M. Tulasne, de 25,6-38,4 micr.) ou arrondis-oblongs (longs jusqu'à 46 micr., larges de 34 micr.), brun jaune clair, composés de 4-12 spores (larges de 12,8-16 micr., Tul.), à épispore hérissé de papilles très-allongées.

Medicago tribuloides *Lam.*

Dans l'ovaire (en déformant les légumes).

92. THECAPHORA LATHYRI Kühn

(Rabh., *Fung. eur.*, n° 1797. — *Hedwigia*, 1874, p. 58. — Fisch. de Wald., *Aperçu syst. des Ustil.*, p. 36).

Mycélium brun pourpré.

Glomérules globuleux, de 28-60 micr., ovoïdes, rarement irrégulièrement allongés, longs de 75 micr., larges de 28-52 micr., d'une teinte ferrugineuse, composés de 6-24 spores et plus, de 6-17 micr.

Lathyrus pratensis *L.*

Dans les légumes (sans les déformer).

C. ÉPISPORE A ÉPAISSISSEMENTS AIGUILLONNÉS.

93. THECAPHORA PILULÆFORMIS B. et C.

(*Not. North.-Amer. Fungi*, in *Grevillea*, 1874, n° 26, p. 58).

Mycélium brun d'une teinte d'argile.

Glomérules composés de 4 spores.

Spores globuleuses-quadrangulaires, d'une teinte d'argile, à épispore échiné (Berkeley).

Compositæ variæ (Californie).

Dans les akènes.

94. THECAPHORA AFFINIS Schneider

(Schneider, in litt. et sched. — Fisch. de Wald., *Aperçu syst. des Ustil.*, p. 36).

Mycélium couleur de rouille claire.

Glomérules arrondis-anguleux, longs de 36-40 micr., larges de 30-34 micr., jaune brun clair, composés de près de 16 spores ou plus.

Spores arrondies, comprimées aux surfaces de conjonction, près de 12 micr., à épispore hérissé d'aiguilles très-fortes.

Astragalus glycyphyllos *L.*
Phaca alpina *Jcq.*

Dans les fruits.

95. THECAPHORA HYALINA Fingh.

(*Mycol. Beitr.*, in *Linn.*, X, p. 230. — Tul., *Mém. sur les Ustil.*, p. 109. — Fisch. de Wald., *Aperçu syst. des Ustil.*, p. 36).

USTILAGO CAPSULARUM Fries, *Syst. myc.*, III, p. 519.
UREDO SEMINIS CONVOLVULI Desm., *Crypt. exsicc.*, n° 274 (1re édit.).

Mycélium jaune brunâtre clair.
Glomérules globuleux ou ovoïdes, composés de 2-8 spores.
Spores globuleuses, comprimées aux surfaces de conjonction, jaune brun ; épispore à aiguilles très-fortes.

Convolvulus arvensis *L.*
— sepium *L.*
— Soldanella *L.*

Dans les fruits et à l'extérieur de la paroi des anthères.

96. THECAPHORA AURANTIACA Fingh.

(Fingerh., *loc. cit.* — Tul., *Mém. sur les Ustil.*, p. 111).

Glomérules pentagonaux, jaune-orange, composés de petites spores oblongues (Fingerhuth).

Urtica dioica *L.*

A la face inférieure des feuilles.

97. THECAPHORA PALLESCENS Fingh.

(Fingerh., *loc. cit.* — Tul., *Mém. sur les Ustil.*, p. 111.)

Glomérules assez grands, jaunâtres, composés de spores allongées-ovoïdes ou arrondies (Fingerhuth).

Fragaria collina *Ehrb.*

Sur les feuilles.

IV. — UROCYSTIS Rabh. (genus) (1)

(Rabh. *Fung. eur.*, n° 396 (1861); *Fung. eur.*, n° 697. — *Hedwigia*, 1864, p. 65. — Fisch. de Wald., *Aperçu syst. des Ustil.*, p. 37).

POLYCYSTIS Lév., *Ann. des sc. nat.*, 3e sér., t. V, p. 269. — Cfr. Tul., *Mém. sur les Ustil.*, p. 117.
TUBURCINIA Fries olim; cfr. *Summa veget. Scand.*, II, p. 515.

Mycélium à filaments tantôt surtout intracellulaires (*Uroc. Colchici*), tantôt intercellulaires (*Uroc. occulta*), grêles, peu cloisonnés et à membrane épaisse; les bouts des branches souvent munis de haustoires.

Les branches du mycélium se transforment en filaments sporogènes en se tordant en spirale et devenant gélatineuses; d'autres branches s'avancent vers les spirales, les entourent ou confluent avec elles en devenant également gélatineuses et produisant des glomérules. Chaque glomérule est composé de spores (centrales ou vraies) et de cellules périphériques. Les branches en spirale produisent les spores; les autres, à l'entour, les cellules périphériques.

Les spores sont d'un diamètre de 8-24 micr., brun foncé ou presque noir opaque, à contenu oléagineux, à épispore lisse (d'après d'autres observateurs, quelquefois ponctué); les cellules périphériques sont plus claires et sans contenu; leur membrane est également lisse.

Les spores produisent, en germant, un promycélium, et, au bout de celui-ci, une gerbe de 2-6 sporidies allongées, rarement réunies deux à deux par un isthme. Les sporidies germent, à leur tour, sans se détacher du promycélium, à leur base, ou plus rarement au sommet. Les filaments des sporidies germées pénètrent dans la plante nourricière, où ils parcourent la première couche des cellules en entrant dans leurs cavités et se couvrant souvent alors d'une gaîne de cellulose (*Uroc. occulta*).

(1) La diagnose de ce genre est conforme, en partie, aux recherches de MM. Winter (*Flora*, 1876, n° 10) et Wolff (*Botan. Zeit.*, n° 12-44). A comparer le développement de l'*Uroc. Cepulæ*, décrit par M. Farlow, dans le *Grevillea*, 1877, n° 36, p. 158.

98. Urocystis solida F. de W.

(*Aperçu syst. des Ustil.*, p. 38).

Ustilago solida Berk.; Hooker, *Bot. of the antarct. Voyage of* Ereb *usand* Terror, III (*Flora Tasm.*, II), p. 270, n° 1.

Mycélium noir, compacte, globuleux.

Glomérules composés de 3-8 spores arrondies, de 20 micr., à épispore lisse, rarement chacune avec 2-3 proéminences vésiculaires (cellules périphériques) (Berkeley).

Chætospora imberbis *R. Br.* (Penquite).

Sur la plante.

99. Urocystis carcinodes F. de W.

(*Aperçu syst. des Ustil.*, p. 38).

Thecaphora carcinoides B. et C., Berkeley, *Not. North.-Amer. Fungi*, in *Grevillea*, 1874, n° 26, p. 58.

Mycélium de forme elliptique.

Spores globuleuses entourées de 4-6 cellules hyalines (Berkeley).

Cimicifuga racemosa *Bart.* (Pensylvanie).

Sur les tiges.

100. Urocystis Colchici Rabh.

(Rabh., *Fung. eur.*, n°s 396, 1389 et 1388).

Polycystis Colchici Strauss in Sturm, *Deutschl. krypt. Fl.*, III, n°s 33 et 35, p. 45, tab. 11.

Sporisorium Colchici Libert. *Pl. Ard.*, n° 194.

Mycélium noirâtre.

Glomérules longs de 20-24 micr., larges de 16-18 micr.

Spores centrales de 8-10 micr., brun jaune foncé; les cellules périphériques jaune brunâtre clair.

Allium rotundum *L.*
Colchicum autumnale *L.*
Muscari comosum *Mill.*
Paris quadrifolia *L.*
Scilla bifolia *L.*

Dans les feuilles.

101. Urocystis magica Passer.

(Thuemen, *Mycoth. univ.*, 1875, n° 223).

Mycélium noir.

Cellules périphériques plus petites et plus régulières que dans la précédente espèce.

Allium magicum *DC.*

Dans les feuilles.

102. Urocystis Cepulæ Howe (Frost.)

(Farlow, in *Rep. Agriculture Mass. Unit. St.* — Cfr. Cooke, in *Gardeners' Chronicle*, 1877, p. 441).

Urocystis Colchici var. Cepulæ Cooke, in *Gardn. Chron.*, 1877, p. 634.

Mycélium noir, d'une teinte olive.

Glomérules arrondis (le plus souvent de 18 micr.) ou arrondis-allongés, longs de 15-24 micr., larges de près de 16 micr., composés d'une ou de deux spores d'un jaune-brun et de cellules périphériques assez nombreuses, d'une teinte brunâtre très-claire et à membrane épaisse.

Allium Cepa *L.* (États-Unis d'Amérique).

Dans les jeunes feuilles et les bulbes des individus cultivés.

103. Urocystis Fischeri Kœrnicke

(*Hedwigia*, 1877, p. 34).

Urocystis Agropyri F. de Wald., *Sur la struct. des spores des Ustil.*, in *Bull. Soc. nat. Mosc.*, 1867, I. -- *Hedwigia*, 1867, p. 170. -- *Beitr. zur Biol. d. Ustil.*, in Pringsh. *Jahrb. für wiss. Bot.*, t. VII.—*Aperçu syst. des Ustil.*, p. 39, n° 96.

Uredo Agropyri Preuss, in Sturm, *Deutschl. Flora*.

Mycélium noir, en stries longitudinales.

Glomérules longs de 20-30 micr., larges de 17-24 micr.

Spores centrales arrondies, comprimées à leur point de jonction, de 8-12 micr., brun jaune foncé, presque opaques; épispore épais.

Carex acuta *L.*
— muricata *L.*

Dans les feuilles et les tiges.

104. Urocystis Agropyri Schrœter

(*Brand-und Rostp. Schles.*, p. 7. — Kœrnicke, *Myc. Beitr.*, in *Hedwigia*, 1877, p. 34).

Urocystis Preussii Kühn, Rabh., *Fung. eur.*, n° 1898. — *Hedwigia*, 1874, p. 188. — Fisch. de Wald., *Aperçu syst. des Ustil.*, p. 39, n° 97.

Mycélium noir, en stries longitudinales.

Glomérules longs de près de 20-34 micr., larges d'environ 18-28 micr., composés de spores centrales moins foncées que dans la précédente espèce.

Triticum repens *L.*

Dans les feuilles.

105. Urocystis Tritici Kcke

(Kœrnicke, *Mycol. Beitr.*, loc. cit., p. 33).

Mycélium noir, en stries longitudinales.

Glomérules composés de 1-2 spores (plus rarement de 3), à épispore finement ponctué, entourées de cellules périphériques déprimées, brunâtre clair (Kœrnicke).

Avena elatior *L.* (Fuckel, *Fung. rhen.*, n° 1538).
Triticum vulgare *Vill.* (Nouvelle-Hollande).

Dans les gaînes, les feuilles et les tiges.

106. Urocystis occulta Rabh.

(*Fung. eur.*, n° 1790. — Fisch. de Wald., *Aperçu syst. des Ustil.*, p. 40).

Erysibe occulta Wallr., Klotzsch, *Herb. viv. Mycol.*, 2e sér., n° 393.
Polycystis occulta Lév., *loc. cit.* — Desmaz., *Pl. crypt. de Fr.*, n° 2125.
Uredo parallela Sow., *Berk. in Enlg. Fl.*, V, p. II, p. 375.
Polycystis parallela B. et Br., *Not. of Brit. Fungi*, XL, n° 486.
Urocystis parallela (B. et Br.) F. de Wald., *Beitr. zur Biol. d. Ustil.*, in Pringsh. *Jahrb. für wiss. Bot.*, t. VII.
Thecaphora occulta Desm., *Pl. crypt. de Fr.*, 1859, n° 653 (s. *Avena elatior* = *Uroc. Tritici* Kcke ?).

Mycélium noir.

Glomérules arrondis-oblongs ou irréguliers, longs de 15-

24 micr. (ordinairement de près de 20 micr.), larges de 10-20 micr., composés de 1-2 spores centrales, arrondies, comprimées à leur point de jonction, de 10-14 micr., brun jaune olive clair, à épispore lisse; les cellules périphériques sont moins nombreuses que dans l'*Uroc. pompholygodes*.

Hordeum vulgare *L.*
Lolium perenne *L.*
Secale cereale *L.*

Dans les gaînes, les feuilles et les tiges.

107. Urocystis Filipendulæ Tul.

(*Second Mém. sur les Uréd. et les Ustil.*, in *Ann. sc. nat.*, 4e sér., 1854, t. II. — Fisch. de Wald., *Aperçu syst. des Ustil.*, p. 39).

Mycélium noir brun.

Glomérules composés de 1-6 spores centrales, ovoïdes, ou irrégulièrement arrondies, longues de 16 micr., et de 2-12 cellules périphériques plus claires, d'un diamètre de 6-8 micr.

Spiræa Filipendula *L.*

Dans les pétioles et les nervures des feuilles radicales, jusqu'à la racine.

108. Urocystis pompholygodes Rabh.

(Rabenh., *Fung. eur.*, nos 697, 1598 et 1099. — *Hedwigia*, 1864, p. 65, et 1867, p. 48. — Fisch. de Wald., *Aperçu syst. des Ustil.*, p. 40).

Cæoma pompholygodes Schlecht., *Linn.*, I, p. 248, 1826. — *Fl. Berol.*, II.
Uredo Ranunculacearum DC.
Uredo Anemones Pers., *Syn. Fung.*, p. 223, no 21; *Dispos. meth. Fung.*, p. 56.
Polycystis Ranunculacearum Fr., *Summ. veg. Scand.*, p. 516. — Desmaz., *Pl. crypt. de Fr.*, no 1068.
Polycystis pompholygodes Lév., *loc. cit.*, et *Explorat. sc. d'Algerie*, p. 299.

Mycélium noir, en pustules, de forme et de grandeur différentes.

Glomérules longs d'environ 40 micr., larges de près de 16-26 micr., composés de 1-2 spores centrales, arrondies-ovales, souvent à côtés aplatis, longues de 18 micr., larges de 16 micr., brun foncé, presque opaques, à épispore lisse; les

cellules périphériques arrondies à la surface libre, disposées souvent, d'un ou de deux côtés du glomérule, en nombres différents, de 2–10 micr., ordinairement quelques-unes.

Aconitum Lycoctonum *L.*
Actæa spicata *L.*
Anemone baldensis *L.*
— coronaria *L.*
— narcissiflora *L.*
— nemorosa *L.*
— palmata *L.*
— ranunculoides *L.*
— silvestris *L.*
Eranthis hyemalis *Salisb.*
Helleborus viridis *L.*
Hepatica triloba *Gil.*
Muscari racemosum *DC.*
Ranunculus auricomus *L.*
— bulbosus *L.*
— creticus *L.*
— Ficaria *L.*
— lanuginosus *L.*
— montanus *Willd.*
— repens *L.*

Dans les feuilles et les tiges.

109. Urocystis Violæ F. de W.

(*Beitr. zur Biol. d. Ustil.*, in Pringsh. *Jahrb. für wiss. Bot.*, t. VII. — *Aperçu syst. des Ustil.*, p. 41).

Polycystis Violæ Berk. et Br., *Not. of Brit. Fungi*, in *Ann. Nat. Hist.*, June 1850, p. 25, n° 487.
Granularia Violæ Sow., *Engl. Fung.*
Sorosporium schizocaulon Ces., Rabh., *Fung. eur.*, n°s 190 et 1083.

Mycélium noir, en forme d'intumescences.

Glomérules arrondis ou ovales, de près de 30-40 micr.

Spores centrales brun jaune; les cellules périphériques très-petites.

Viola hirta *L.*
— odorata *L.*
— tricolor *L.*

Dans les feuilles.

110. Urocystis Ornithogali Kœrnicke

(V. Just, *Botan. Jahresber.*, 1875. — Fisch. de Wald., *Aperçu syst. des Ustil.*, p. 41).

Urocystis hypogæa Kcke, *olim* in sched.?

Mycélium noir, en forme d'intumescences.

Glomérules arrondis ou ovales, longs près de 20-40 micr., larges près de 14-32 micr., composés de spores centrales brun jaune et de cellules périphériques plus claires, à membrane épaisse.

Ornithogalum umbellatum *L.*

Dans les feuilles (surtout dans les inférieures et leurs parties étiolées).

111. Urocystis sorosporioides Kœrnicke

(V. Just, *Botan. Jahresber.*, 1875. — Fisch. de Wald., *Aperçu syst. des Ustil.*, p. 41).

Mycélium noir, en forme de pustules.

Glomérules arrondis, de 30-40 micr., oblongs-ovales, ovoïdes-obtus, longs de 30-46 micr., larges de 20-36 micr., composés de 8 spores centrales ou plus, brun jaune foncé, presque opaques, arrondies, aplaties aux surfaces de conjonction, à épispore lisse; les cellules périphériques nombreuses, grandes, brun-olive clair, disposées à la circonférence.

Thalictrum fœtidum *L.*
— minus *L.*
— eu-minus et maritimum *Engl. Bot.* (1).

Dans les feuilles.

111 *a*. Urocystis sorosporioides var. Thomsoni (Berk.) F. de W.

Polycystis Thomsoni Berk., mss.

Ce mycélium se distingue par des glomérules longs de 24-42 micr., larges de 22-36 micr., entourés de cellules périphériques moins nombreuses et disposées avec moins de régularité.

Thalictrum Chelidonii *DC.* (Cachemire).

Dans les feuilles.

112. Urocystis Gladioli Smith

(*Gardener's Chronicle*, 1876, p. 420. — *Monthly Microsc. Journ.*, 1876, p. 304).

Mycélium brun noir.

(1) D'après une notice de M. Cooke, cette espèce serait attaquée par l'*Uroc. pompholygodes*.

Glomérules arrondis, d'environ 45 micr. de diamètre, composés de 3-6 spores centrales arrondies du côté des surfaces libres, comprimées sur la surface de jonction, brunes, entourées d'un grand nombre de cellules périphériques plus claires, transparentes et disposées régulièrement (d'après M. Smith).

Gladiolus communis *L.*

Dans les bulbes et les tiges.

113. Urocystis Orobanches F. de W.

(*Aperçu syst. des Ustil.*, p. 42).

Ustilago Orobanches Lév., in *Ann. sc. nat.*, 3[e] sér., t. V, p. 269. — Tul., *Mém. sur les Ustil.*, p. 106.
Rhizoctonia Orobanches Mérat, *Flore Par.*, II, p. 135 (1[re] édit.); I, p. 78 (3[e] édit.).
Tuburcinia Orobanches Fr., *Syst. myc.*, III, 439. — Tul., *Fungi hypog.*, p. 196.

Mycélium noir.

Glomérules quadrangulaires ou arrondis-polyédriques, de forme irrégulière, longs de 24-40 micr., larges de 20-30 micr., brun noir, opaques; les cellules périphériques peu nombreuses et peu visibles, brun clair.

Orobanche ramosa *L.*

Dans les racines et à la base de la plante nourricière.

114. Urocystis Monotropæ F. de W.

(*Aperçu syst. des Ustil.*, p. 42).

Tuburcinia Monotropæ Fr., *Syst. myc.*, III, p. 440. — Tul., *Fungi hypog.*, p. 196.
Ustilago Monotropæ Tul., *Mém. sur les Ustil.*, p. 107.

Peu différente de la précédente espèce, avec des spores d'une teinte plus brune (Fries).

Monotropa Hypopitys *L*

Dans les racines et les tiges.

V. — GEMINELLA Schrœter (1)

Rabh., *Fung. eur.*, n° 1376. — *Hedwigia*, 1870, p. 137. — Fisch. de Wald., *Aperçu syst. des Ustil.*, p. 42).

THECAPHORA Fingh. (pro parte).

Mycélium à filaments de 3-9 micr. de diamètre (*Gem. Delastrina*), très-peu rameux, généralement intracellulaires, peu cloisonnés et très-vacuolés.

Les parties du mycélium, très-rameuses et cloisonnées, se transforment en filaments sporogènes, mais sans devenir gélatineuses, se courbant en crochet et se tordant en spirale; leur membrane s'épaissit sensiblement.

Les spores se forment deux à deux, dans chaque demi-torsion de la spirale, par une cloison longitudinale, tandis que dans d'autres parties du mycélium, simplement branchues, celles-ci se transforment en spores directement par des cloisons transversales et longitudinales. Les spores, d'égale grandeur, restent réunies par deux, rarement par trois; elles sont arrondies à la surface libre, comprimées à celle de jonction, longues de 8-14 micr., larges de 5,5-10 micr., d'une couleur brun jaune ou brun marron foncé.

Des spores conjuguées ce n'est qu'une seule qui germe en produisant un promycélium; celui-ci se cloisonne et pousse souvent une branche verticale.

Les sporidies naissent en gerbe à l'extrémité du promycélium. Leur germination n'a pas été observée.

A. Épispore lisse.

115. Geminella exotica var. Candollei F. de W.

(*Aperçu syst. des Ustil.*, p. 43).

...ago ? Cissi Tul., *Mém. sur les Ustil.*, p. 92.
...o Cissi DC. - Poir. in *Encycl. meth. Bot.*, VIII, p. 228.

...ycélium noir.

(1) La diagnose, d'après les recherches de M. Winter (*Flora*, 1877, n° 10).

Glomérules arrondis, de 10-14 micr. (le plus souvent de 12 micr.), composés de 2 spores.

Spores longues de 10-14 micr., larges de 6-8 micr. (quelquefois l'une des deux plus petite), d'un brun foncé.

Cissus sicyoides *L.* (Saint-Domingue).

Dans les fruits (qu'ils gonflent et en détruisant leur contenu).

B. ÉPISPORE UN PEU BOSSU.

115 *a*. GEMINELLA EXOTICA Schrœter

(*Hedwigia*, 1876, p. 135).

Mycélium noir.

Glomérules de 2 spores, longs de 16-18 micr., larges de 11-12 micr., à épispore brun marron (Schrœter).

Cissus sicyoides *L.* (contrées tropicales).

Dans les fruits.

C. ÉPISPORE PAPILLEUX.

a. Brun.

116. GEMINELLA MELANOGRAMMA Magnus.

(*Mycol. Mitth.*, in *Hedwigia*, 1875, p. 19. — Fisch. de Wald., *Aperçu syst. des Ustil.*, p. 44).

UREDO MELANOGRAMMA DC.
THECAPHORA MELANOGRAMMA Lév.
USTILAGO DESTRUENS FOLIICOLA Haussmann, *Erb. critt. ital.*, n° 300. — *Hedwigia*, 1866, p. 45.
GEMINELLA FOLIICOLA Schrœter, Rabh., *Fung. eur.*, n° 1471. — *Hedwigia*, 1871, p. 8.
UROCYSTIS PUSILLA Cooke et Peak, in 25° *Rep. N.-York St. Mus. of Nat. Hist.*, p. 90.

Mycélium brun noir, en forme de stries.

Spores largement elliptiques, aplaties à la surface de conjonction, longues de 8-12, larges de 5,5-8 micr.; épispore brun jaune à papilles irrégulières (comme verruqueux) et éparses.

Carex digitata *L.*
— pensylvanica *Lam.* (New-York, sub nom. *Uroc. pusillæ* C., com. cl. Cooke).
— rigida *Good.*

Dans les feuilles.

b. Vert gris.

117. Geminella Delastrina Schrœter

(Rabh., nº 1376. — *Hedwigia*, 1870, p. 137. — Schrœter, *Brand-und Rostp. Schles.*, 1869. — Fisch. de Wald., *Aperçu syst. des Ustil.*, p. 44).

Thecaphora Delastrina Tul., *Mém. sur les Ustil.*, p. 108. — Desmaz., *Fl. crypt. de France*, nº 1667.

Mycélium vert noirâtre.

Spores largement elliptiques ou presque globuleuses, comprimées sur leur face de jonction, longues de 10-13 micr., larges de 8-10,5 micr. (d'après M. Tulasne, les glomérules sont longs de 16-20 micr., larges de 12-14 micr.).

Veronica arvensis *L.*
— hederifolia *L.*
— præcox *All.*
— triphyllos *L.*

Dans les fruits.

VI. — ENTYLOMA de Bary

(de Bary, *Protomyc. microsp.*, in *Bot. Zeit.*, 1874. — Fisch. de Wald., *Aperçu syst. des Ustil.*, p. 45).

Protomyces Ung., *Exanth. der Pfl.*, p. 341 (pro parte). — Cfr. Tul., *Mém. sur les Ustil.*, p. 112.

Mycélium à filaments très-ténus, très-rameux, parcourant les méats intercellulaires.

Les extrémités des filaments du mycélium se transforment en parties sporogènes. Pour former les spores, ces parties se gonflent et se divisent par des cloisons transversales.

Les spores sont globeuses, ovales, ou arrondies-polyédriques, de 8-24 micr., jaune brunâtre clair, à membrane plus ou moins épaisse, composée de deux ou de plusieurs couches, se gonflant, pour la plupart, très-sensiblement par l'imbibition de l'eau.

En germant, les spores produisent un long promycélium cylindrique, au bout duquel paraissent, en verticille, plusieurs sporidies (jusqu'à 7), allongées-cylindriques.

Les sporidies copulent deux à deux, soit en se joignant à leur sommet, soit au moyen d'un isthme, à leur base. Après la copulation, l'une des sporidies produit, à son sommet, une sporidie secondaire, mince, laquelle se prolonge en un filament long et plus ténu encore. C'est celui-ci qui pénètre dans la plante nourricière par les stomates pour se développer ensuite en forme de mycélium.

A. Spores a membrane forte, lisse et se gonflant a peine par l'imbibition de l'eau.

118. Entyloma Calendulæ de By

(*Bot. Zeit.*, 1874).

Protomyces Calendulæ Oudemans, *Matér. Fl. myc. Neerl.*, II, p. 38.

Mycélium en forme de taches.

Spores arrondies ou anguleuses, de 8-12 micr. (pour la plupart de 10-12 micr.), à membrane de deux couches (d'après M. de Bary), à peine jaunâtre.

Calendula officinalis *L.*

Dans les feuilles.

119. Entyloma Picridis Rostrup, in litt.

Mycélium en forme de taches arrondies, jaune brunâtre.

Spores arrondies ou anguleuses, de 9-12 micr., à membranes formées dans la plupart de deux couches, d'égale épaisseur, et dont l'extérieure est colorée en brun jaune.

Picris hieracioides *L.*

Dans les feuilles.

B. Spores a membrane se gonflant très-sensiblement par l'imbibition de l'eau.

a. Membrane lisse, d'une épaisseur égale ou en partie inégale.

120. Entyloma Eryngii de By

(*Botan. Zeit.*, 1874).

Physoderma Eryngii Corda, *Icon. Fung.*, III, 3, tab. I, fig. 8.

Mycélium en forme de pustules irrégulièrement arrondies ou allongées, d'une teinte de rouille.

Spores arrondies, ovales ou arrondies-polyédriques, de 12-18 micr., le p'us souvent de 14 micr. (d'après M. de Bary, de 9-17 micr.), à membrane montrant plusieurs couches (jusqu'à 5), jaune brun.

Eryngium campestre *L.*

Dans la lame des feuilles.

b. Membrane lisse ou en partie à contour onduleux.

121. Entyloma Rhagadioli Passer, in litt.

Mycélium en forme de pustules arrondies, à peine proéminentes, teinté de brun noirâtre.

Spores arrondies, ovales ou anguleuses, de 12-18 micr, à membrane en partie plus épaisse (dans les formes anguleuses), de plusieurs couches (jusqu'à 4 ou 5), ou de deux, dont l'externe se gonfle le plus sensiblement (jusqu'à 4 micr.), jaune brunâtre.

Rhagadiolus stellatus *DC.*

Dans la lame des feuilles.

122. Entyloma Corydalis de By

(*Botan. Zeit.*, 1874).

Mycélium en forme de taches.

Spores semblables à celles de l'*Ent. Calendulæ*, mais à mem-

brane dont la couche externe est très-mince, brunâtre et à contour onduleux (de Bary).

Corydalis solida *Sm.*

Dans les feuilles.

123. Entyloma Ficariæ Thuemen

(*Mycoth. univ.*, n° 219, sub nom. *Ent. Ungerianum f. Ficariæ*).

Fusidium Ranunculi Bonord. (Rabh., *Fung. eur.*, n°s 1762 et 1873).

Mycélium en forme de taches, à peine élevées au milieu, d'une teinte brune ferrugineuse claire.

Spores globuleuses, plus rarement ovales ou ovoïdes, de 14-16 micr. (rarement jusqu'à 18 micr.), à membrane mince, formée de plusieurs couches, se gonflant par l'imbibition de l'eau jusqu'à 2 micr. d'épaisseur, jaunâtre ou d'un jaune brunâtre clair.

Ranunculus Ficaria *L.*

Dans la lame foliaire.

c. Membrane à épaississements verruqueux.

124. Entyloma verruculosum Passer., in litt.

Mycélium en forme de taches brunâtres.

Spores plus ou moins globuleuses, de 12-16 micr., à membrane plus mince que dans la suivante espèce, avec des épaississements verruqueux courts et très-élargis vers leur base, disposés régulièrement, jaune brunâtre (plus foncé que dans la suivante espèce).

Ranunculus sceleratus *L.*
— velutinus *Ten.*

Dans les feuilles.

d. Membrane lisse ou en partie verruqueuse, épaissie très-inégalement.

125. Entyloma Ungerianum de By

(*Botan. Zeit.*, 1874).

Protomyces microsporus Unger, *Exanth. der Pfl.*, p. 343.

Mycélium d'abord en forme de taches d'un jaune-verdâtre,

puis en pustules proéminentes, arrondies ou allongées, d'une teinte brunâtre.

Spores arrondies-anguleuses, de grandeur très-variable (d'après M. de Bary, pour la plupart de 15-24 micr.), à membrane formée de plusieurs couches, très-épaisse, se gonflant très-fortement dans l'eau, jaune brunâtre clair.

Ranunculus repens *L.*

Dans la lame des feuilles et les pétioles.

VII. — TILLETIA Tul.

(*Mém. sur les Ustil.*, p. 112. — Fisch. de Wald., *Aperçu syst. des Ustil.*, p. 46).

Mycélium à filaments de 2-5 micr., généralement intercellulaires, très-branchus, formant peu de haustoires.

Filaments sporogènes à peine gélatineux, très-ténus, souvent considérablement plus minces que ceux du mycélium.

Les spores se forment isolément par un gonflement de l'extrémité des filaments sporogènes. Les spores mûres conservent souvent encore le reste très-aminci du filament sporogène. Spores globuleuses ou arrondies-oblongues, plus ou moins brunes, de 12-30 micr., à épispore réticulé, granuleux ou échiné, rarement lisse.

En germant, les spores produisent un promycélium au bout duquel paraissent (dans l'air) les sporidies, assez nombreuses, disposées en gerbe. Celles-ci copulent par deux à l'aide d'un isthme. L'une des sporidies géminées germe directement, ou produit d'avance encore une sporidie secondaire, laquelle alors s'allonge en filament. Jamais le promycélium lui-même ne produit des filaments. Les filaments pénètrent dans la plante nourricière pour former le mycélium du parasite.

A. Spores a épispore lisse.

126. Tilletia lævis Kühn

(Rabh., *Fung. eur.*, n° 1697. — *Hedwigia*, 1873, p. 152. — Fisch. de Wald., *Aperçu syst. des Ustil.*, p. 47).

Ustilago fœtens Berk. et Curt., in Ravenel, *Fungi Carolin. exs.*, fasc. V, n° 100. — Berk., *Not. of North-Amer. Fungi*, in *Grevillea*, 1874, n° 26, p. 58, n° 573.

Mycélium brun-olive foncé, fétide.

Spores globuleuses, ovoïdes, elliptiques, très-allongées-ovoïdes obtuses et réniformes, de grandeur très-différente, les globuleuses 14-20 micr., les autres longues de 17-28,5 micr., larges de 14-18 micr., brun-olive clair, à épispore épais.

Triticum dicoccum *Schrk.*	Triticum Spelta *L.*
— durum *Desf.*	— turgidum *L.*
— hibernum *L.*	— vulgare *Vill.*
— monococcum *L.*	

Dans l'ovaire.

B. Spores a épispore granuleux.

127. Tilletia bullata Fuckel.

(*Symbol. mycol.*, I, p. 40).

Cæoma Bistortarum Link, *Spec. pl.*, II, p. 10.

Mycélium noirâtre, en coussinets arrondis.

Spores globuleuses, de 15-16 micr., brunes (Fuckel).

Polygonum Bistorta *L.*
— viviparum *L.*
Rumex obtusifolius *DC.*

Dans les feuilles.

128. Tilletia Magnusiana F. de W.

(*Aperçu syst. des Ustil.*, p. 47).

Mycélium noir.

Spores globuleuses (de 10-14 micr.) ou ovoïdes, aplaties

ou pointues, atteignant jusqu'à 16 micr., larges jusqu'à 12 micr., brun jaune clair; épispore à granulations très-nombreuses et presque papilleuses.

Panicum geniculatum *Willd.*

Dans l'ovaire.

C. Spores a épispore aiguillonné.

129. Tilletia de Baryana F. de Wald.

(*Sur la structure des spores des Ustilag.*, in *Bull. Soc. nat. Mosc.*, 1867, t. I. *Hedwigia*, 1867, p. 18. — *Beitr. zur Biol. der Ustil.*, in Pringsh., *Jahrb. für wiss. Bot.*, t. VII. — Rabh., *Fung eur.*, n° 1097. — Fisch. de Wald., *Aperçu syst. des Ustil.*, p. 48).

Uredo striæformis, Westendorp, *Bull. Acad. Brux.*, 1851, p. 406. — Westend. et Wallays, *Herb. Crypt. Belg.*, n° 677.
Ustilago macrospora Desmaz., *Fl. crypt. de Fr.*, n° 2127.
Ustilago striæformis Niessl, *Hedwigia*, 1876, p. 1.

Mycélium noir brun, en stries.

Spores globuleuses, plus rarement un peu allongées-arrondies, aplaties d'un ou de deux côtés, de 10-12 micr.; brun-olive clair; épispore à aiguillons prononcés.

Anthoxanthum odoratum *L.*
Bromus inermis *Leyss.*
Holcus lanatus *L.*
— mollis *L.*

Dans la lame des feuilles.

D. Spores a épispore réticulé.

130. Tilletia Milii Fuckel.

(*Symbol. mycol.*, I, p. 40).

Spores globuleuses, de 12-13 micr., brun clair.

Milium effusum *L.*

Dans les feuilles.

131. Tilletia calospora Passer.

(*Grevillea*, V, p. 47. — Fisch. de Wald., *Aperçu syst. des Ustil.*, p. 48).

Mycélium noir.

Spores globuleuses, de 14 micr., brun-olive; épispore à réticulations proéminentes.

Alopecurus agrestis *L.*

Dans l'ovaire.

132. Tilletia Calamagrostis Fuckel

(*Symb. mycol.*, I, p. 40).

Mycélium brun-olive.

Spores globuleuses, de 16 micr., brun-olive (Fuckel).

Calamagrostis Epigeios *Roth.*

Dans les feuilles.

133. Tilletia endophylla de By

(Rabh , *Fung. eur.*, n° 500. — Fisch. de Wald., *Aperçu syst. des Ustil.*, p. 49).

Uredo olida Riess mss., Rabh., *Fung. eur.*, n° 1695.

Mycélium noir, en stries.

Spores globuleuses ou allongées-arrondies et aplaties d'un côté, de 20-24 micr., brun jaune clair; épispore à réticulations hexagonales irrégulières; le bord de la spore ondulé.

Brachypodium pinnatum *P. B.*
— silvaticum *P. B.*

Dans les feuilles.

134. Tilletia Hordei Kœrnicke

(*Hedwigia*, 1877, p. 30).

Ustilago Carbo Rabh., in *Sitzungsber. d. Isis*, 1870, Heft 4, p. 2.

Mycélium brun noir.

Spores globuleuses ou subovales ou ovoïdes, de 19,5-20,4 micr., ou longues de 21,3 micr., larges de 19,5 micr., brun foncé; épispore à réticulations épaisses.

Hordeum fragile *Boiss.* (Perse).
— murinum *L.* (désert de Gindsar).

Dans l'ovaire.

135. Tilletia Caries Tul.

(*Mém. sur les Ustil.*, p. 113. — Fisch. de Wald., *Aperçu syst. des Ustil.*, p. 49).

Uredo Caries DC., *Fl. fr.*, VI, p. 78. — Fries, *Syst. myc.*, III, p. 516.
Uredo sitophila Dittm., in Sturm, *Deutschl. Fl.*, III, t. 34.

Mycélium noir olive, fétide.

Spores globuleuses, de 18-20 micr. (d'après M. Tulasne, de 16-19,2 micr.), brunes; épispore à réticulations à peine proéminentes.

Triticum vulgare *Vill.*

Dans l'ovaire.

136. Tilletia controversa Kühn

(Rabh., *Fung. eur.*, n° 1898. — *Hedwigia*, 1874, p. 188. — Fisch. de Wald., *Aperçu syst. des Ustil.*, p. 49).

Mycélium noir, fétide.

Spores toujours globuleuses, de 16-22 micr., brunes, à épispore formé de deux couches, dont l'interne colorée, l'externe hyaline, dans laquelle sont plongées les réticulations hexagonales larges et épaisses.

Triticum repens *L.*

Dans l'ovaire.

137. Tilletia Lolii Auerswald.

(Rabh., *Fung. eur.*, n° 1989. — *Hedwigia*, 1875, p. 96. — Fisch. de Wald., *Aperçu syst. des Ustil.*, p. 50).

Mycélium couleur d'argile claire.

Spores globuleuses, de 20-24 micr., d'une teinte d'argile; les réticulations plongées dans l'épispore (se distingue du *Tilletia Caries* par des sporidies plus larges et plus courtes) (Kuhn).

Lolium perenne *L.*
— remotum *Schrk.*
— temulentum *L.*

Dans l'ovaire.

138. TILLETIA SECALIS Kœrnicke

(*Verh. d. naturh. Ver. für Rheinl. und Westph.*, 29, Sitzber. 98. — *Hedwigia*, 1877, p. 29).

TILLETIA SECALIS Kühn, in *Deutschl. Landw. Zeit.*, XIX, 1876, n° 81. — *Hedwigia*, 1876, p. 120. — *Botan. Zeit.*, 1876, p. 470. — Fisch. de Wald., *Aperçu syst. des Ustil.*, p. 50.
UREDO SECALIS Corda, in Klubek, *Œkon Neuigk*, 1848, I, 9, tab. 1.
USTILAGO SECALIS Rabh., *Herb. myc.*, 1re édit., n° 1399 (d'après M. Kœrnicke, *Hedwigia*, 1877, p. 29).

Mycélium brun noir, fétide.

Spores globuleuses ou elliptiques, de 20-26 micr., brun jaune clair; réticulations de l'épispore plus proéminentes que dans le *Tilletia Caries*; les aréoles plus étroites (comme dans le *Tillet. controversa*) (Kühn).

Secale cereale *L.*

Dans l'ovaire.

139. TILLETIA SPHÆROCOCCA F. de W.

(*Bull. de la Soc. des nat. de Moscou*, 1867, I, p. 255. — *Hedwigia*, 1867, p. 169.—*Beitr. zur Biol. der Ustil.*, in Pringsh. *Jahrb. für wiss. Bot.*, t. VII — *Aperçu syst. des Ustil.*, p. 50).

ERYSIBE SPHÆROCOCCA et AGROSTIDIS Wallr., *Fl. Crypt. Germ.*, II, p. 213, n° 1660.
UREDO SPHÆROCOCCA Rabh., *Deutschl. crypt. Fl.*, I, p. 4, n° 17.
TILLETIA DECIPIENS Kcke, *Hedwigia*, 1877, p. 30.
UREDO SEGETUM *e* DECIPIENS Pers., *Syn. Fung.*, 1801, p. 225.
TILLETIA CARIES Tul., *Mém. sur les Ustil.*, p. 115.
TILLETIA CARIES var. β AGROSTIDIS Awd., Rabh., *Fung. eur.*, n° 700.

Mycélium noir.

Spores globuleuses ou ovoïdes-obtuses, de 26-30 micr., brun foncé; réticulations de l'épispore plus proéminentes que dans le *Tilletia Caries*.

Agrostis alba *L.*
— canina *L.*
— Spica-venti *L.*
— vulgaris *With.*

Dans l'ovaire.

140. Tilletia Rauwenhoffii F. de W.

(*Aperçu syst. des Ustil.*, p. 50).

Polycystis Holci Westendorp, in *Bull. de l'Académie de Belgique*, 2e sér., t. XI, p. 660. — Herbier de Westend., au Jardin botanique de l'État, à Bruxelles.

Mycélium noir.

Spores globuleuses, de 26-30 micr.; épispore formé de deux couches, dont l'interne colorée en brun olive clair, l'externe hyaline, épaisse de 3-4 micr., à larges réticulations hexagonales, plongées dans toute l'épaisseur de la couche et à peine proéminentes.

Holcus lanatus *L.*

Dans l'ovaire.

USTILAGINÉES DOUTEUSES.

Ustilago capensis Rees.

(Rees, in Buchenau, *Monogr. d. Juncac. von Cap*, in *Abh. d. nat. Ver. zu Bremen*, t. IV, Heft 1, 1875. - *Hedwigia*, 1875, p. 109).

Mycélium jaune.

Spores globuleuses, de 15-16 micr.; épispore de trois couches, dont la plus interne mince et colorée en jaune, les deux autres incolores, épaisses, à réticulations larges et proéminentes (Rees).

Juncus capensis *var.* Ecklonii *Buchn.*
— lomatophyllus *Spreng.* (cap de Bonne-Espérance).

Dans l'ovaire.

Ustilago marginalis Niessl

(*Beitr. zur Kenntn. der Pilze*, 1872. - *Hedwigia*, 1873, p. 116).

Uredo marginalis Rabh. *Handb.*, I, p. 7, n° 52.

Mycélium violet noir.

Spores arrondies ou ovoïdes, de 10-13 micr., violet ou orange ; épispore à papilles.

Polygonum Bistorta *L.*

Dans les feuilles (sous le bord recourbé de l'épiderme).

USTILAGO ENDORRHIZA Schrœter

(*Brand-und Rostp. Schles.*, p. 7).

Pisum sativum *L.*

Dans les racines des plantes cultivées dans l'eau.

USTILAGO ZOSTERÆ Duv.-Jouve

(*Bull. de la Soc. bot. de France*, 1873, p. 48).

Zostera nana *Roth.*

A la base des feuilles et de leurs entre-nœuds.

USTILAGO CYANEA Cesati

(*Botan. Zeit.*, 1855).

Balsamia vulgaris *Vitt.*

Dans les cavités internes.

MELANOTÆNIUM de Bary

(*Botan. Zeit.*, 1874).

PROTOMYCES ENDOGENUS Unger, *Exanth. der Pfl.*, p. 341.

TESTICULARIA Klotzsch, *Linnæa*, VII, p. 202.

II

REVUE DES PLANTES

ATTAQUÉES PAR LES USTILAGINÉES.

CRYPTOGAMEÆ.

FUNGI.

Tuberacei.

lsamia vulgaris Vitt. .... *Ustilago cyanea Ces. (1).

GYMNOSPERMEÆ.

Coniferæ.

niperus communis L. .... } Ustilago Fussii Nsl.
— nana Willd. .... }

ANGIOSPERMEÆ.

a. MONOCOTYLEDONEÆ.

Naiadeæ.

stera nana Roth .... *Ustilago Zosteræ Duv.-Jouve.

Aroideæ.

um maculatum L. .... Ustilago plumbea Rostr.

Typhaceæ.

pha latifolia L. .... } Ustilago typhoides B. et Br.
— minima Hopp. .... }

Cyperaceæ.

rex acuta L. .... Ustilago olivacea Tul.
Urocystis Fischeri Kck.
alba Scop. .... } Ustilago urceolorum Tul.
arenaria L. .... }

(1) Les Ustilaginées douteuses sont marquées d'un astérisque.

Carex bengalensis	Ustilago endotricha Berk.
— brizoides L.	
— Buxbaumii Whlb.	Ustilago urceolorum Tul.
— capillaris L.	
— digitata L.	Ustilago urceolorum Tul.
	Geminella melanogramma Mntg.
— ericetorum Poll.	Ustilago urceolorum Tul.
— ferruginea Scop.	
— filiformis L.	Ustilago olivacea Tul.
— firma Host.	
— flacca Schreb.	Ustilago urceolorum Tul.
— flava L.	
— gynobasis Vil.	Ustilago urceolorum Tul.
	Thecaphora aterrima Tul.
— gynomane Bert.	Thecaphora aterrima Tul.
— humilis Leys.	
— ligerica Gay.	
— limosa L.	Ustilago urceolorum Tul.
— Michelii Host.	
— montana L.	
— muricata L.	Ustilago urceolorum Tul.
	Urocystis Fischeri Kck.
— obtusata Liljebl.	
— ornithopoda Willd.	Ustilago urceolorum Tul.
— panicea L.	
— paniculata L.	
— pensylvanica Lam.	Geminella melanogramma Mntg.
— pilosa Scop.	
— pilulifera L.	Ustilago urceolorum Tul.
— Pseudo-Cyperus L.	
— pulicaris L.	
— rigida Good.	Ustilago urceolorum Tul.
	Geminella melanogramma Mntg.
— riparia Curt.	Ustilago urceolorum Tul.
	— olivacea Tul.
	— subinclusa Kcke.
— rostrata With.	Ustilago olivacea Tul.
— rupestris All.	Ustilago urceolorum Tul.
— Schreberi Schrnk.	Ustilago urceolorum Tul.
	Thecaphora aterrima Tul.
— sempervirens Vill.	
— stellulata Good.	
— sylvatica Huds.	Ustilago urceolorum Tul.
— trinervis Degl.	
— vaginata Tausch.	
— verna Vill.	
— vesicaria L.	Ustilago olivacea Tul.

Polygonum prostratum R. Br.	Ustilago Candollei v. Berkeleyana Tul.
— viviparum L.	Ustilago Candollei Tul.
	Tilletia bullata Fckl.
Polygona varia.	Ustilago ocrearum Berk.
	— Emodensis Berk.
Rumex Acetosa L.	Ustilago Kuhniana Wolff.
— Acetosella L.	
— maritimus L.	Ustilago Parlatorei F. de W.
— obtusifolius DC.	Tilletia bullata Fckl.

Caryophylleæ.

Cerastium arvense L.	Ustilago Duriæana Tul.
— cæspitosum Gil.	
glomeratum Thuill.	
— semidecandrum L.	
Dianthus Carthusianorum L.	Ustilago antherarum Tul.
	Sorosporium Saponariæ Rud.
— deltoides L.	Sorosporium Saponariæ Rud.
— Poiretianus Srng.	Ustilago antherarum Tul.
— Seguieri Vill.	Sorosporium Saponariæ Rud.
Holosteum umbellatum L.	Ustilago Holostei de By.
Lychnis Flos-cuculi L.	Ustilago antherarum Tul.
- Viscaria L.	
Melandrium album Grke.	Ustilago antherarum Tul.
— rubrum Grke.	Sorosporium Saponariæ Rud.
Saponaria officinalis L.	
Silene elata Otth.	Ustilago antherarum Tul.
— inflata Sm.	Ustilago antherarum Tul.
	Sorosporium Saponariæ Rud.
nutans L.	Ustilago antherarum Tul.
— Otites Sm.	
rupestris.	
— velutina Pourr.	Sorosporium Saponariæ Rud.
Stellaria graminea L.	Ustilago antherarum Tul.
Holostea L.	
— sp.	Sorosporium Saponariæ Rud.
Tunica Saxifraga Scop.	

Ranunculaceæ.

Aconitum Lycoctonum L.	Urocystis pompholygodes Rbh.
Actæa spicata L.	
Anemone baldensis L.	
— coronaria L.	
— narcissiflora L.	
— nemorosa L.	
— palmata L.	
— ranunculoides L.	
— silvestris L.	

Brachypodium pinnatum P. B.	Tilletia endophylla de By.
— silvaticum P. B	
Bromus diandrus Curt	Ustilago bromivora F. de W.
— erectus Huds	Ustilago hypodytes Fr.
— inermis Leyss	Tilletia Baryana F. de W.
— longiflorus Willd	
— macrostachys Desf.	
— maximus Desf.	
— mollis L.	Ustilago bromivora F. de W.
— rigidus Roth	
— secalinus L.	
— — var. grossus (Desf.)	
— — viviparus	
Calamagrostis epigeios Roth	Tilletia Calamagrostis Fckl.
Cymbopogon Martii	Ustilago spermoidea B. et Br.
Cynodon Dactylon Pers.	Ustilago Carbo Tul.
Dactylis glomerata L.	Ustilago Salvei B. et Br.
	Thecaphora Dactylidis Pass.
— sp.	Ustilago longissima var. megalospora Riess.
Dactyloctenium ægyptiacum Willd.	Ustilago destruens Dub.
Danthonia sp.	Ustilago bullata Berk.
Digitaria sp.	Ustilago Cesatii F. de W.
Elymus arenarius L.	Ustilago hypodytes Fr.
Erianthus Ravennæ P. B.	Ustilago Sacchari Rbh.
Festuca elatior L.	Ustilago Carbo Tul.
Glyceria aquatica Prsl.	Ustilago grammica B. et Br.
	— longissima Tul.
— fluitans R. Br.	Ustilago longissima Tul.
	— hypodytes Fr.
— nemoralis Uechtr. et Kcke.	
— plicata Fr.	Ustilago longissima Tul.
— spectabilis M. K.	
Holcus lanatus L.	Tilletia Baryana F. de W.
	— Rauwenhoffii F. de W.
— mollis L.	Tilletia Baryana F. de W.
Hordeum distichum L.	Ustilago Carbo Tul.
— fragile Boiss.	Tilletia Hordei Kcke.
— murinum L.	Ustilago Carbo Tul.
	Tilletia Hordei Kcke.
— vulgare L.	Ustilago Carbo Tul.
	Urocystis occulta Rbh.
Imperata cylindrica P. B.	Ustilago Schweinfurthiana Thm.
Lepturus incurvatus Trin.	Ustilago Carbo var. Lepturi Thuem.
Lolium perenne L.	Ustilago Carbo Tul.
	— hypodytes var. Lolii Thm.
	Thecaphora Westendorpii F. de W.

Lolium perenne L.	Urocystis occulta Rbh.
	Tilletia Lolii Awd.
— remotum Schrk.	Tilletia Lolii Awd.
— temulentum L.	Ustilago Carbo Tul.
	Tilletia Lolii Awd.
Lygeum Spartum L.	Ustilago hypodytes Fr.
Melica sp.	Ustilago Carbo Tul.
Milium effusum L.	Tilletia Milii Fckl.
Panicum colonum L.	Ustilago trichophora Kze.
— Crus-galli L.	Sorosporium bullatum Schrt.
— geniculatum Willd.	Tilletia Magnusiana F. de W.
— glaucum L.	Ustilago neglecta Niessl.
	— destruens Dub.
— miliaceum L.	Ustilago destruens Dub.
— repens L.	Ustilago hypodytes Fr.
	— destruens Dub.
— sanguinale L.	Ustilago Digitariæ Rbh.
	Ustilago Rabenhorstiana Kühn.
— verticillatum L.	Ustilago neglecta Niessl.
— virgatum L.	Ustilago Maclagani Berk.
Paspalum scrobiculatum L.	Thecaphora inquinans B. et Br.
Pennisetum cenchroides Rich.	
— fasciculatum Trin.	Ustilago Penniseti Rbh.
— vulpinum	
Phalaris arundinacea L.	Ustilago echinata Schrt.
Phragmites communis Trin.	Ustilago hypodytes Fr.
	— typhoides B. et Br.
Poa sp.	Ustilago longissima *var.* megalospora Riess.
Saccharum sp.	Ustilago Sacchari Rbh.
Secale cereale L.	Ustilago Secalis Rbh.
	Urocystis occulta Rbh.
	Tilletia Secalis Kcke.
Setaria italica P. B.	Ustilago Crameri Kcke.
sp.	Ustilago Setariæ Rbh.
Sorghum bengalense	Ustilago Tulasnei Kühn.
cernuum Willd.	Ustilago Reiliana Kühn.
— vulgare Pers.	Ustilago Tulasnei Kuhn.
Stipa capillata L.	Ustilago hypodytes Fr.
Triticum dicoccum Schrk.	
durum Desf.	Tilletia lævis Kuhn.
— hibernum L.	
— monococcum L.	
— repens L.	Ustilago hypodytes Fr.
	Urocystis Agropyri Schrt.
	Tilletia controversa Kuhn.
— scabrum R. Br.	Ustilago bullata Berk.

Triticum Spelta L.	Tilletia lævis Kühn.
— turgidum L.	Ustilago Carbo Tul.
	Tilletia lævis Kühn.
— vulgare Vill.	Ustilago hypodytes Fr.
	— Carbo Tul.
	Urocystis Tritici Kcke.
	Tilletia Caries Tul.
	— lævis Kühn.
Zea Mays L.	Ustilago Maydis Lév.
	— Schweinitzii Tul.
	— Reiliana Kühn.
Gramineæ variæ	Ustilago ambiens Karst
	— vittata Berh. (1).
	— Dregeana Tul.

Juncaceæ.

Juncus bufonius L.	Sorosporium Junci Schrt.
— capensis Thbg. *var*. Ecklonii B.	*Ustilago capensis Rees.
— conglomeratus L.	Ustilago Cinis Kcke.
— lomatophyllus Spreng.	*Ustilago capensis Rees.
— planifolius R. Br.	Ustilago Muelleriana Thuem.
— tenuis Willd.	Ustilago Junci Schwein.
— sp. (Austro-African.)	Ustilago pilulæformis Tul.
Luzula Forsteri DC.	Ustilago Luzulæ Sacc.
— pilosa Willd.	Ustilago Luzulæ Sacc.

Colchicaceæ.

Colchicum autumnale L.	Urocystis Colchici Rbh.

Liliaceæ.

Allium Cepa L.	Urocystis Cepulæ Frost. (Howe).
— magicum DC.	Urocystis magica Pass.
— rotundum L.	Urocystis Colchici Rbh.
Bellevalia romana Rchb.	Ustilago Vaillantii Tul.
Gagea arvensis Schlt.	Ustilago Ornithogali Mgn.
— bohemica Schlt.	Ustilago Ornithogali Mgn.
— fibrosa Schlt.	Ustilago Ornithogali Mgn.
— minima Schlt.	Ustilago Ornithogali Mgn.
— pratensis Schlt.	Ustilago Ornithogali Mgn.
— saxatilis Koch.	Ustilago Ornithogali Mgn.
Muscari botryoides DC	Ustilago Vaillantii Tul.
— comosum Mill.	Ustilago Vaillantii Tul.
	Urocystis Colchici Rbh.
— racemosum DC.	Urocystis pompholygodes Rbh.

(1) Sur des Graminées voisines des *Oplismenus*, Dr Hooker.

Ornithogalum umbellatum L.........	Ustilago Ornithogali Mntgn.
	Urocystis Ornithogali Kcke.
Scilla anthericoides Poir............	Ustilago Vaillantii Tul.
— bifolia L....................	Ustilago Vaillantii Tul.
	Urocystis Colchici Rbh.
— maritima L..................	Ustilago Vaillantii Tul.
Tulipa silvestris L.................	Ustilago Heufleri Fckl.

Asparageæ.

Paris quadrifolia L.................	Urocystis Colchici Rbh.

Irideæ.

Gladiolus communis L.............	Urocystis Gladioli Sm.

Palmæ.

Phœnix dactylifera L..............	Ustilago Phœnicis Corda.

b. DICOTYLEDONEÆ.

Primulaceæ.

Trientalis europæa L...............	Sorosporium Trientalis Woron.

Monotropeæ.

Monotropa Hypopitys L............	Urocystis Monotropæ F. de W.

Convolvulaceæ.

Convolvulus arvensis L.............	Thecaphora hyalina Fgh.
Soldanella L.................	
— sepium L.....................	

Solaneæ.

Solanum tuberosum L..............	Sorosporium Scabies (Berk.) F. de W.

Labiatæ.

Salvia pratensis L..................	Ustilago antherarum Tul.

Rhinanthaceæ.

Euphrasia lutea L..................	Thecaphora aterrima Tul.

Antirrhineæ.

Linaria spuria Mill................	Ustilago hypogæa Tul.
Veronica arvensis L................	Geminella Delastrina Schrt.
hederifolia L................	
præcox All..................	
triphyllos L.................	

Orobancheæ.

Orobanche ramosa L.	Urocystis Orobanches F. de W.

Dipsaceæ.

Knautia arvensis Coult.	Ustilago flosculorum Tul.
— silvatica Dub.	Ustilago flosculorum Tul.
Scabiosa columbaria L.	Ustilago intermedia Schrt.
Succisa pratensis Mnch.	Ustilago Succisæ Mntg.

Compositæ.

Calendula officinalis L.	Entyloma Calendulæ Bry.
Carduus acanthoides L.	Ustilago Cardui F. de W.
— nutans L.	Ustilago Cardui F. de W.
Cirsium heterophyllum All.	Ustilago Cardui F. de W.
Picris hieracioides L.	Entyloma Picridis Rostr.
Rhagadiolus stellatus DC.	Entyloma Rhagadioli Pass. in litt.
Scorzonera humilis L.	Ustilago receptaculorum Fr.
Silybum Marianum Gærtn.	Ustilago Cardui F. de W.
Tragopogon orientalis L.	Ustilago receptaculorum Fr.
— porrifolius L.	Ustilago receptaculorum Fr.
— pratensis L.	Ustilago receptaculorum Fr.
Compositæ variæ.	Thecaphora pilulæformis B. et C.

Urticaceæ.

Urtica dioica L.	Thecaphora aurantiaca Fgh.

Moreæ.

Ficus Carica L.	Ustilago Ficuum Rchdt.
Morus alba L.	Ustilago Hæsendonckii Wstd.

Polygoneæ.

Oxyria digyna Campd.	Ustilago vinosa Tul.
Polygonum alpinum All.	Ustilago Candollei Tul.
— amphibium L.	Ustilago utriculosa Tul.
— Bistorta L.	Ustilago Candollei Tul.
	— *marginalis Nsl.
	Tilletia bullata Fckl.
— Convolvulus L.	Ustilago utriculosa Tul.
	— pallida Schrt.
— dumetorum L.	Ustilago utriculosa Tul.
— Hydropiper L.	Ustilago Candollei Tul.
	— utriculosa Tul.
— lapathifolium L.	Ustilago utriculosa Tul.
— minus Huds.	Ustilago utriculosa Tul.
— mite Schrk.	Ustilago Candollei Tul.
	— utriculosa Tul.
— pensylvanicum L.	Ustilago utriculosa Tul.
— Persicaria L.	Ustilago utriculosa Tul.

Polygonum prostratum R. Br.........	Ustilago Candollei v. Berkeleyana Tul.
— viviparum L.................	Ustilago Candollei Tul. Tilletia bullata Fckl.
Polygona varia....................	Ustilago ocrearum Berk. — Emodensis Berk.
Rumex Acetosa L................. — Acetosella L................	Ustilago Kuhniana Wolff.
— maritimus L.................	Ustilago Parlatorei F. de W.
— obtusifolius DC.............	Tilletia bullata Fckl.

Caryophylleæ.

Cerastium arvense L............... — cæspitosum Gil.............. glomeratum Thuill............ — semidecandrum L............	Ustilago Duriæana Tul.
Dianthus Carthusianorum L.........	Ustilago antherarum Tul. Sorosporium Saponariæ Rud.
— deltoides L.................	Sorosporium Saponariæ Rud.
— Poiretianus Srng.............	Ustilago antherarum Tul.
— Seguieri Vill................	Sorosporium Saponariæ Rud.
Holosteum umbellatum L...........	Ustilago Holostei de By.
Lychnis Flos-cuculi L............. — Viscaria L.................	Ustilago antherarum Tul.
Melandrium album Grke............ — rubrum Grke............... Saponaria officinalis L..............	Ustilago antherarum Tul. Sorosporium Saponariæ Rud.
Silene elata Otth..................	Ustilago antherarum Tul.
— inflata Sm..................	Ustilago antherarum Tul. Sorosporium Saponariæ Rud.
nutans L................... Otites Sm................... rupestris....................	Ustilago antherarum Tul.
— velutina Pourr..............	Sorosporium Saponariæ Rud.
Stellaria graminea L.............. Holostea L.................	Ustilago antherarum Tul.
— sp. .... Tunica Saxifraga Scop.............	Sorosporium Saponariæ Rud.

Ranunculaceæ.

Aconitum Lycoctonum L............ Actæa spicata L.................... Anemone baldensis L............. — coronaria L.............. — narcissiflora L............... — nemorosa L................. — palmata L.................. ranunculoides L............ — silvestris L................	Urocystis pompholygodes Rbh.

Cimicifuga racemosa Bart.	Urocystis carcinodes (B. et C.) F. de W.
Eranthis hyemalis Salisb.	Urocystis pompholygodes Rbh.
Helleborus viridis L.	
Hepatica triloba Gil.	
Ranunculus bulbosus L.	
— creticus L.	
— Ficaria L.	Urocystis pompholygodes Rbh. Entyloma Ficariæ Thuem.
— lanuginosus L.	Urocystis pompholygodes Rbh.
— montanus Willd.	
— repens L.	Urocystis pompholygodes Rbh. Entyloma Ungerianum de By.
— sceleratus L.	Entyloma verruculosum Pass.
— velutinus Ten.	
Thalictrum Chelidonii DC.	Urocystis sorosporioides *var.* Thomsoni F. de V.
— fœtidum L.	Urocystis sorosporioides Kcke.
— minus L.	
— eu-minus et maritimum Engl. Bot.	

Fumariaceæ.

Corydalis solida Sm.	Entyloma Corydalis de By.

Violarieæ.

Viola hirta L.	Urocystis Violæ F. de W.
— odorata L.	
— tricolor.	

Ampelideæ.

Cissus sicyoides L.	Geminella exotica *var.* Candollei Fisch. de W. — exotica Schrt.

Geraniaceæ.

Geranium sp.	Sorosporium Cesatii (Sorok.) F. de W.

Umbelliferæ.

Eryngium campestre L.	Entyloma Eryngii Bry.

Rosaceæ.

Fragaria collina Ehrh.	Thecaphora pallescens Egr.
Spiræa Filipendula L.	Urocystis Filipendulæ Tul.

Papilionaceæ.

Astragalus glycyphyllos L.	Thecaphora affinis Schneid.
Lathyrus pratensis L.	Thecaphora Lathyri Kühn.
Medicago tribuloides Lam.	Thecaphora deformans Dur. et Mntg.

Phaca alpina Jcq..................	Thecaphora affinis Schneid.
Pisum sativum L..................	*Ustilago endorrhiza Schrt.

III

REVUE DES USTILAGINÉES

D'APRÈS LA LOCALISATION DES SPORES.

I. Racines.

1. Dans les racines :

*Ustilago endorrhiza Schrt. (1).

2. Dans la partie supérieure de la racine :

Ustilago hypogæa Tul.

3. Dans l'écorce des racines :

Ustilago Hæsendonckii Wstd.

a. Dans les racines et à la base de la plante :

Urocystis Orobanches F. de W.

b. Dans les racines et les tiges :

Urocystis Monotropæ F. de W.

II. Rhizomes.

1. Dans les rhizomes :

Ustilago marina Dur.

III. Tiges.

1. Sur les tiges :

Ustilago grammica B. et Br.
Urocystis carcinodes (B. et Curt.) F. de W.

2. Dans les tiges :

Ustilago hypodytes *var.* Lolii Thuem.

IV. Gaines foliaires.

1. Dans les gaines :

Ustilago leucoderma B.
» ocrearum B.

(1) Les espèces douteuses sont marquées d'un astérisque.

a. Dans les gaînes et les tiges :

Ustilago hypodytes Fr.
— typhoides B. et Br.

V. Feuilles.

1. Dans les feuilles :

Ustilago longissima Tul.
— — *var*. megalospora Riess.
— plumbea Rostr.
— Heufleri Fckl.
— ambiens Krst.
— Ornithogali Mntg.
— Notarisii F. de W.
— Salveii B. et Br.
— echinata Schrt.
— Fussii Nsl.
— *marginalis Nsl.
Sorosporium Trientalis Woron.
Thecaphora Dactylidis Passer.
— aurantiaca Fgh.
— pallescens Fgh.
Urocystis Colchici Rabh.
— magica Passer.
— Fischeri Kcke.
— Agropyri Schrt.
Urocystis Violæ F. de W.
— Ornithogali Kcke.
— sorosporioides Kcke.
— — *var*. Thomsoni F. de W.
Geminella melanogramma Mntg.
Entyloma Calendulæ de By.
— Picridis Rostr.
— Eryngii de By.
— Rhagadioli Passer.
— Corydalis de By.
— Ficariæ Thuem.
— verruculosum Passer.
— Ungerianum de By.
Tilletia bullata Fckl.
— Baryana F. de W.
— Milii Fckl.
— calospora Passer.
— Calamagrostis Fckl.
— endophylla de By.

2. Dans les pétioles et les nervures des feuilles :

Urocystis Filipendulæ Tul.

3. A la base des feuilles et de leurs entre-nœuds :

*Ustilago Zosteræ Duv.-Jouv.

a. Dans les feuilles et les tiges :

Sorosporium Cesatii F. de W.
Urocystis pompholygodes Rabh.

b. Dans les feuilles et les bulbes :

Urocystis Cepulæ Howe.

c. Dans les feuilles, les gaînes et les tiges :

Urocystis Tritici Kcke.
— occulta Rbh.

VI. Inflorescences.

1. Dans l'inflorescence :

Ustilago Sacchari Rbh.
— bullata B.
— Maclagani B.
— Setariæ Rbh.
— Reiliana Kühn.

2. Dans l'épi :

Ustilago Carbo *var.* Lepturi Thm.
— Emodensis B.
— Rabenhorstiana Kühn.
— Schweinitzii Tul.

3. Sur les épis :

Ustilago flavo-nigrescens B. et Curt.

4. Sur les pédoncules :

Ustilago Junci Schwein.

5. Dans les pédoncules :

Ustilago Dregeana Tul.
— endotricha B.

a. Dans l'inflorescence et les fleurs :

Ustilago Passerinii F. de W.

b. Dans le rachis de l'épi et dans les fruits :

Ustilago axicola B.
— var.

c. Dans les épis mâles et dans la tige :

Thecaphora aterrima Tul.

VII. Réceptacle.

1. Dans le réceptacle :

Ustilago Ficuum Rchdt.

a A la surface du réceptacle et dans les fleurs :

Ustilago receptaculorum Fr.

VIII. Fleurs en général.

1. Dans les fleurs :

Ustilago intermedia Schrt.
— Cardui F. de W.
— pallida Schrt.

2. A la surface des parties florales :

Ustilago Carbo Tul.
— bromivora F. de W.

a. A la surface des parties florales et du rachis :

Ustilago Digitariæ Rbh.

b. A la surface de toutes les parties florales, excepté la surface externe du calice; dans les feuilles supérieures de la tige et dans les feuilles adventives :

Sorosporium Saponariæ Rud.

IX. Parties des fleurs.

A. *Enveloppes florales.*

1. A la surface des épillets :

Ustilago Ischæmi Fckl.

2. Sur les valves des épillets et les pédicelles :

Ustilago Scleriæ Tul.

3. Sur les glumes et les glumelles :

Thecaphora Westendorpii F. de W.

a. Entre les glumes et les glumelles, à la surface externe et à l'intérieur des parties florales (excepté les glumes) :

Thecaphora Berkeleyana F. de W.

b. Dans le calice et les ovaires :

Ustilago Cesatii F. de W.

c. A la base du périgone, de l'ovaire et des anthères :

Ustilago utriculosa Tul.

B. *Anthères.*

1. Dans les anthères :

Ustilago antherarum Tul.
— flosculorum Tul.
— Succisæ Mntg.

a. Dans les anthères et les ovaires :

Ustilago Holostei de By.

b. Dans les anthères et les pistils :

Ustilago Vaillantii Tul.

C. *Ovaires.*

1. Dans les ovaires :

Ustilago Tulasnei Kühn.
Crameri Kcke.
Candollei Tul.
— pilulæformis Tul.
trichophora Kze.
— Penniseti Rbh.
— vittata B.
— Montagnei Tul.
var. major Desm.
Scirpi Kühn.
— Bursa B.
Luzulæ Sacc.
vinosa Tul.
neglecta Nsl.

Ustilago olivacea Tul.
— subinclusa Kcke.
— Secalis Rbh.
— capensis Rees.
Thecaphora deformans Dur. et Mntg.
Tilletia lævis Kühn.
— Magnusiana F. de W.
— Hordei Kcke.
— Caries Tul.
— controversa Kühn.
— Lolii Awd.
Secalis Kcke.
— sphærococca F. de W.
— Rauwenhoffii F. de W.

2. A la surface externe et à l'intérieur de l'ovaire.

Ustilago urceolarum Tul.

a. Dans l'ovaire et la fleur.

Ustilago Schweinfurthiana Thm.

b. A l'intérieur de l'ovaire et des pédoncules :

Ustilago Candollei *var.* Berkeleyana Tul.
— destruens Dub.

D. *Fruits.*

1. Dans les fruits :

Ustilago Phœnicis Corda :
— Duriæana Tul.
Sorosporium bullatum Schrt.
Thecaphora Cornuana F. de W.
— affinis Schnd.
— Lathyri Kühn.
— pilulæformis B. et C.

a. Dans les fruits et à l'extérieur de la paroi des anthères :

Thecaphora hyalina Fgh.

E. *Graines.*

1. Dans les graines :

Ustilago Fimbrystylis Thm.
— Muelleriana Thm.

X. Différents organes de la plante entière.

a. Dans les ovaires, les pédoncules et les tiges :

Sorosporium Junci Schrt.

b. Dans les ovaires, fleurs mâles, le rachis des épis, les tiges, feuilles et gaînes foliaires :

Ustilago Maydis Lév.

c. Dans les tiges, inflorescences, fleurs et feuilles :

Ustilago Kuhniana Wolff.

d. A l'intérieur des parties de l'axe et dans les parties pétiolaires des feuilles :

Ustilago Parlatorei F. de W.

XI. Dans des parties non indiquées de la plante nourricière :

Ustilago marmorata B.
— spermoidea B.
— Cinis Kcke.
— mirabilis Sorok.
Sorosporium Scabies B.
Urocystis solida B.

INDEX.

Les synonymes sont imprimés en caractères italiques; les espèces douteuses sont marquées d'un *.

VÉGÉTAUX SILICIFIÉS D'AUTUN ET DE SAINT-ÉTIENNE

NOUVELLES RECHERCHES

SUR

LA STRUCTURE DES *SPHENOPHYLLUM*

ET SUR LEURS AFFINITÉS BOTANIQUES

Par M. B. RENAULT.

HISTORIQUE.

Le genre *Sphenophyllum*, établi par M. Brongniart en 1822, sous le nom de *Sphenophyllites*, et par Sternberg en 1823, sous celui de *Rotularia*, se compose de plantes sans analogues immédiats parmi celles de nos jours.

Aussi les voit-on placées tour à tour, par les auteurs qui en ont fait l'objet de leurs travaux, dans les Familles les plus différentes par leurs caractères botaniques.

M. Brongniart (1) range les *Sphenophyllum* dans sa sixième famille, celle des Marsiliacées, à côté des *Pilularia*, ou mieux des *Marsilia*, dont les feuilles présentent quelque analogie de forme avec celles de certains *Sphenophyllum*. Mais il trouve en même temps que ces dernières plantes ont peut-être des rapports plus intimes avec les *Ceratophyllum* à cause de la disposition verticillée et du nombre de leurs feuilles; toutefois il reste indécis entre ces deux rapprochements.

Plus tard (2) cette même disposition verticillée des organes foliaires et la ressemblance des épis fructifiés des *Sphenophyllum*

(1) *Prodrome d'une Histoire des végétaux fossiles*, p. 67.
(2) *Tableau des genres de végétaux fossiles*, p. 52.

avec ceux des *Asterophyllites*, le déterminent à les comprendre dans la famille des Astérophyllitées.

Toutefois cette attribution n'a rien de définitif; car il termine en disant : « Leur disposition générale annonce des plantes herbacées ou frutescentes aquatiques : doivent-elles se rapprocher des Marsiliacées et des Équisétacées, réunissant les folioles triangulaires tronquées au sommet, ou dentées et lobées, quelquefois très-profondément, de quelques *Marsilia*, à la disposition verticillaire des feuilles des *Equisetum;* ou au contraire seraient-elles, ainsi que les autres Astérophyllitées, des Phanérogames gymnospermes à feuilles verticillées, comme celles de certaines Conifères (mais dans lesquelles les feuilles ne dépassent jamais trois par verticille), et se rapprochant par leur forme de celles du *Gingko biloba?* C'est ce qu'on ne pourra décider que lorsque les fructifications de ces plantes singulières seront étudiées plus complétement. »

Depuis lors plusieurs travaux ont été publiés sur le genre qui nous occupe; l'un des plus importants est sans contredit la monographie de MM. Coëmans et Kickx, couronnée par l'Académie royale de Bruxelles et insérée dans les bulletins de cette Société (1864), dont nous citerons quelques extraits.

La diagnose du genre donnée par ces auteurs est :

« Plantæ herbaceæ, caulibus simplicibus vel ramosis sulca-
» tis, sulcis internodiorum non alternantibus; articulis inflatis;
» foliis cuneatis, sessilibus, verticillatis, nervo medio destitutis;
» nervulis autem æqualibus dichotomis. Spicæ cylindricæ,
» squamis fructibusque verticillatis. »

« Ainsi caractérisé, le genre *Sphenophyllum* forme un groupe
» très-naturel qui mériterait certainement de constituer à lui
» seul une petite famille.

» Sans mentionner les caractères tirés des épis floraux, il
» s'éloigne des *Annularia* et des Astérophyllites par ses feuilles
» dépourvues de nervure médiane, tandis que les sillons de la
» tige, qui n'alternent pas d'un mérithalle à l'autre, permettent
» de le distinguer des rameaux équisétiformes de l'époque
» houillère. »

Nous verrons plus loin que la structure anatomique de la tige confirme pleinement cette manière de voir des savants belges ; car, non-seulement les tiges ou rameaux des *Sphenophyllum* diffèrent des tiges ou rameaux d'*Annularia* et d'Astérophyllites par les cannelures de la surface, mais encore par ce fait capital, que les premiers ont leur tige creuse à l'intérieur, tandis que celle des *Sphenophyllum* est occupée constamment par un axe ligneux et persistant ; il est donc surprenant qu'on ait pu, dans certains travaux publiés récemment, confondre des tiges d'Astérophyllites avec des tiges de *Sphenophyllum*, et les réunir dans un même groupe.

« Dans la flore actuelle il n'y a aucun type auquel on puisse » convenablement comparer le genre *Sphenophyllum*.

» Schlotheim le rapproche des Palmiers ; Lindley et Hutton (1) » des Conifères, et notamment des *Salisburia ;* Karl Müller (2) » assimile le *Sphenophyllum Schlotheimii* au *Phyllocladus* » *trichomanoides*.

» Tous ces rapprochements nous paraissent peu naturels ; » les *Sphenophyllum* constituent un type propre à l'époque » houillère et sans analogue dans les périodes suivantes.

» Il nous est même impossible de décider si ce groupe de » plantes doit être rangé parmi les Cryptogames ou parmi les » Dicotylédones gymnospermes. Cette dernière opinion, émise » par Brongniart dans son travail sur les différentes périodes » de végétation qui se sont succédé à la surface du globe (3), » se base sur le port de la plante, et la nature probable de ses » organes de fructification, et nous paraît, sinon prouvée, du » moins très-vraisemblable. »

M. Schimper (4) ne partage pas les doutes de MM. Coëmans et Kickx sur l'embranchement auquel ces plantes appartiennent. La structure générale de leur tige, dit-il, est celle des Équisétinées, et celle de leurs épis fructifères rappelle tout à fait l'orga-

(1) *Fossil Flora*, t. I, p. 86.
(2) *Bot. Zeit.*, 1856, p. 380.
(3) *Annales des sciences naturelles*, 3e série, 1849, t. XI, p. 285.
(4) *Paleontologie vegetale*, 1 vol., p. 337.

nisation des chatons de Lycopodiacées. Les grains qu'on a observés dans les capsules sont évidemment des sporules; rien n'indique donc une ressemblance directe avec les Gymnospermes, auxquels ces savants voudraient réunir ces végétaux.

Les *Sphenophyllum* étaient des plantes aquatiques ou des plantes de marais, croissant, d'après M. Grand'Eury, en touffe épaisse, formant des espèces de buissons, et pouvant, suivant le milieu et les conditions topographiques, être tout à la fois flottantes, nageantes et aériennes.

« Plusieurs espèces, les *Sph. emarginatum*, *Sph. saxifragæfolium*, à côté des feuilles typiques, en montrent d'autres inférieures et plus ou moins découpées, à peu près comme on l'observe aujourd'hui sur plusieurs espèces du genre *Batrachium*. Comme dans ce dernier cas, ces feuilles modifiées des *Sphenophyllum* étaient probablement submergées, et cette observation nous semble d'une grande valeur pour déterminer le milieu dans lequel vivaient autrefois ces plantes.

» Si le genre *Sphenophyllum* est limité d'une manière naturelle, il n'en est pas de même des espèces dont il se compose. La position des épis floraux est certainement de première importance; mais ce caractère n'est malheureusement applicable qu'à trois espèces, toutes les autres n'ayant été trouvées jusqu'ici qu'à l'état stérile.

» Le nombre des feuilles de chaque verticille et la longueur relative de ces feuilles et des entre-nœuds n'offrent rien de constant. »

Le peu de fixité dans le nombre des feuilles de chaque verticille signalé par MM. Coëmans et Kickx peut résulter de la difficulté que l'on rencontre d'en évaluer sûrement le nombre sur les empreintes.

D'un autre côté, M. Grand'Eury dit (1) : « Un examen attentif de beaucoup de ces plantes m'a appris que le nombre de feuilles est un multiple de trois, qu'il peut être de six, neuf, douze, et sans doute dix-huit; que les *Sphenophyllum* forment deux séries

(1) *Flore carbonifère du département de la Loire*, p. 49.

d'espèces, l'une où les verticilles se composent toujours de six feuilles biséquées, ayant deux nervures à la base et naissant de tiges largement sillonnées ; l'autre où les feuilles, en nombre variable des tiges aux branches, ont une seule nervure basilaire et correspondent sur la tige à autant de petites côtes. »

L'étude anatomique de coupes transversales faites à la hauteur des nœuds sur d'assez nombreux échantillons, et qui permettent de reconnaître avec certitude, tout à la fois et le nombre des feuilles, et le nombre des faisceaux vasculaires qui pénétraient à la base de chacune, a montré que, pour un nombre constant de feuilles, 6, celui des faisceaux vasculaires était 12 et 18, correspondant à 2, 3 ou 4 nervures et à autant de divisions profondes de la feuille.

Si les divisions se prolongent jusqu'à la base de chaque feuille, ce qui arrive souvent pour les feuilles inférieures, la même espèce de 6 feuilles en présentera à la fois 6, 12 et 18 : 6 à la partie supérieure de la plante, et 12 ou 18 à la partie inférieure.

Les caractères qui ont paru les plus constants à MM. Coëmans et Kickx sont la forme des feuilles et la nature de leurs bords.

Le nombre des nervures, pris au sommet de la feuille, coïncide toujours avec celui des dents.

En dehors des six espèces suivantes, ils croient que le genre *Sphenophyllum* ne possède pas d'autres représentants en Europe.

Je rapporterai ici la diagnose de ces espèces, car on comprendra facilement toute l'importance qu'il y aurait de pouvoir identifier l'une de ces espèces avec les tiges de *Sphenophyllum* munies de leurs feuilles, dont je donnerai plus loin la description complète.

1re espèce : *Sphenophyllum Schlotheimii* Brngt.

S. foliis integris, late cuneatis, apice obtusissime rotundatis, leviter crenatis, nervis numerosis (15-20, raro 25-30) ad basim in nervum unicum non confluentibus ? ; verticillis 6-9-phyllis ; spicis axillaribus, verticillis spicarum normaliter hexacarpis.

Je ferai remarquer que les échantillons-types du *Spheno-*

phyllum Schlotheimii Brngt, ont une nervure basilaire unique qui se subdivise dichotomiquement jusqu'à la marge.

2ᵉ espèce : *Sphenophyllum emarginatum* Brngt.

S. foliis angustioribus, arcte cuneatis, integris, truncatis, obtuse dentatis, nervis haud numerosis (8-12), ad folii basim confluentibus, verticillis 6-9-phyllis. Spicæ nondum repertæ.

Si les nervures sont confluentes à la base, elles ne se soudent probablement pas en une seule.

3ᵉ espèce : *Sphenophyllum longifolium* Germar.

S. caule crassiusculo; foliis magnis (2, vel 3, cent. longis), elongato-cuneatis, aliquando magis dilatatis, apice bifidis, lobis indivisis vel fissis, dentatis; dentibus validiusculis, ovato-lanceolatis, acutiusculis; nervis numerosis (14-20) ad basim non confluentibus; verticillis 6-9-phyllis. Spicæ nondum repertæ.

Dans cette espèce, comme dans les *Sphenophyllum* précédents, les feuilles inférieures sont profondément découpées et présentent ainsi deux formes distinctes, comme celles des *Batrachium*, de quelques Ombellifères, et d'autres plantes aquatiques de la flore actuelle.

4ᵉ espèce : *Sphenophyllum erosum* Lind. et Hutton.

S. foliis latiusculis, integris, apice truncatis et dentatis; dentibus regularibus, brevibus et acutis; nervis haud numerosis (6-12) ad basim folii confluentibus; verticillis 6-12-phyllis. Spicæ ignotæ.

La variété *Sphenophyllum saxifragæfolium* Sternb., très-commune, est, de même que l'espèce type, rangée par M. Grand'Eury, dans la deuxième série des *Sphenophyllum*, celle qui renferme les *Sphenophyllum* à feuilles ayant deux nervures basilaires. Ses caractères sont :

S. foliis angustioribus et elongatis, apice profunde dentatis vel fissis; dentibus segmentisque acutis; nervis paucioribus.

Cette variété se distingue du type par ses feuilles profondément dentées et même découpées à des degrés variables.

Ces segments, ordinairement étroits et divisés, présentent parfois une sorte de dichotomie.

Les tiges de la variété sont souvent plus fortes que dans l'es-

pèce et offrent fréquemment des entre-nœuds très-courts comme ceux du *S. angustifolium*. On serait tenté de supposer que la forme *saxifragæfolium* représente les feuilles inférieures du *S. erosum*.

5e espèce : *Sphenophyllum angustifolium* Germar.

S. foliis elongatis, angustis, apice 2-3-4-fissis, laciniis linearibus acutis; nervis raris (2-4); verticillis plerumque 6-phyllis, internodiis sæpe brevissimis; spicis terminalibus, verticillis spicarum constanter octocarpis.

Cette espèce, trouvée à Wettin par M. Germar, est parfaitement caractérisée et ne peut en aucune façon être considérée comme variété du *Schlotheimii ;* elle s'en distingue par la position des épis, qui terminent toujours un rameau, au lieu d'être axillaires comme dans cette dernière espèce.

Si l'on veut rapprocher le *S. angustifolium* de quelque autre type du même genre, c'est avec le *S. saxifragæfolium* qu'on lui trouve le plus de ressemblance; mais il sera toujours facile à reconnaître à ses feuilles allongées, étroites, à pointes terminales linéaires et aiguës, qui lui donnent un facies tout particulier.

On décrit généralement le *S. angustifolium* comme ayant des mérithalles extrêmement courts. Nous avons vu des échantillons de Wettin et de Mannebach qui en avaient d'assez allongés, sans néanmoins atteindre la longueur de la feuille.

« Après avoir soigneusement examiné les épis de cette espèce, » nous croyons pouvoir indiquer que le chiffre normal des fruits » est de *huit* dans chaque verticille ; il se pourrait toutefois que » l'on trouvât des épis à verticilles hexa- ou tétracarpés. »

La constitution du faisceau vasculaire de l'axe des *Sphenophyllum* rend impossible ce nombre de huit indiqué par les auteurs, pour les *fruits* placés normalement sur un verticille, comme nous le ferons voir plus loin.

6e espèce : *Sphenophyllum oblongifolium* Germar.

S. foliis parvis lanceolato-obovatis, bifidis ; lobis dentatis ; nervis paucioribus (4-8) ; verticillis hexaphyllis ; spicis longe bracteatis, spicarum verticillis verisimiliter *tetracarpis*. (Même remarque que pour l'espèce précédente.)

Les feuilles de cette espèce peuvent avoir quelques ressemblances avec celles du *saxifragæfolium*, qui sont peu profondément divisées, mais elles s'en distinguent toujours cependant par leur forme oblongue. Elle n'a au contraire aucune analogie avec le *S. angustifolium*, qui a des feuilles cunéiformes, étroites, tout à fait caractéristiques.

Ces *Sphenophyllum* ont à la base des feuilles, deux nervures qui déterminent nettement leur division en deux lobes.

M. Grand'Eury fait remarquer (*l. c.*) que les feuilles, généralement ramenées du même côté, indiquent des plantes traînantes; qu'il y en a avec des feuilles planes plus grandes, très-inégales, plus allongées latéralement qu'en avant, et surtout qu'en arrière, comme si elles eussent flotté.

Les épis de cette espèce ont été reconnus et figurés par le même auteur; chaque bractée porte une paire de sporanges épiphylles disposés à peu près comme dans les Lycopodes.

Aux espèces précédentes données par les savants belges, il faudrait ajouter les espèces suivantes :

7e espèce : *Sphenophyllum majus* Bronn.

S. à longues feuilles cunéiformes, largement fissurées au milieu avec plus de deux nervures à la base des feuilles, se bifurquant lentement plusieurs fois de suite et produisant une texture de feuille de Nœggerathiée.

8e espèce : *Sphenophyllum Thonii* Mahr.

S. à larges et longues feuilles arrondies au sommet, arquées, avec nervation dissymétrique, frangées sur les bords ou planes, insérées par une large base sur une tige articulée à longue distance et munies de quatre nervures basilaires, se dichotomisant chacune plusieurs fois de suite sous un angle assez ouvert.

Les espèces dont je viens de donner la diagnose sont, comme on le voit, établies uniquement sur des empreintes, qui ne peuvent offrir que les caractères extérieurs des plantes qu'elles nous ont transmises; les végétaux conservés dans la silice ne présentent au contraire le plus souvent que des particularités de structure anatomique interne : il est rare, en effet, de trouver la plante silicifiée, conservée de façon qu'on puisse reconnaître en même temps sur un même échantillon la nature des

tissus et celle de la surface. De là d'assez grandes difficultés pour identifier sûrement les espèces conservées par l'un et par l'autre procédé. J'espère pourtant, dans les lignes suivantes, être assez précis pour qu'il n'y ait aucun doute sur la légitimité des attributions génériques, et même spécifiques que j'ai pu faire il y a quelques années, concernant les tiges feuillées découvertes à Saint-Étienne et à Autun et que j'ai rapportée aux *Sphenophyllum* (1).

STRUCTURE ANATOMIQUE DES SPHENOPHYLLUM.

Le premier paléontologiste qui ait donné quelques détails sur la structure des tiges de *Sphenophyllum* est M. Dawson (1). D'après ce savant, un bel échantillon de *Sphenophyllum emarginatum* du New-Brunswick a présenté un axe fibro-vasculaire, formé de vaisseaux *réticulés* et *scalariformes*, analogue? au faisceau ligneux des *Tmesipteris* tel que l'a figuré M. Brongniart.

On sait que les faisceaux qui forment l'axe ligneux des *Tmesipteris* sont groupés en forme de cylindre sur une certaine étendue de la tige et renferment *un tissu cellulaire central;* l'axe ligneux des *Sphenophyllum* est toujours plein, jamais aucune apparence de tissu cellulaire ne se trouve au centre même de la tige. De plus l'ordre de groupement et le nombre des faisceaux qui constituent cet axe est tout différent de ce que l'on rencontre dans les *Tmesipteris;* comme nous le verrons plus loin, le rapprochement des tiges de *Sphenophyllum* et de *Tmesipteris* ne peut se soutenir, quand on entre dans les détails de structure anatomique.

En 1873 et 1874 (2), M. Williamson a fait connaître avec

(1) Il n'est pas inutile de rappeler ici qu'un premier mémoire sur les tiges de *Sphenophyllum*, que j'avais adressé à M. Brongniart au commencement de l'année 1870 pour être inséré dans les *Annales des sciences naturelles*, a été perdu, texte et planches, pendant le siége de Paris; les faits principaux ont été consignés dans les *Comptes rendus de l'Institut*, n° 30, mai 1870, t. LXX, p. 1158, et en établissent la date. Ce n'est que trois ans plus tard que j'ai pu réunir les éléments d'un deuxième mémoire sur le même sujet (*Ann. sc. nat.*, Bot., 5e sér., 1873, t. XVIII).

(2) *Quart. Journal of Geolog. Soc.*, 1865, vol. XXII, p. 134, et *Acadian Geology*, 1868, p. 445 et 480.

d'assez grands détails la structure de petites tiges qu'il rapporte à des Astérophyllites; la description anatomique des tissus s'accorde à un point tel, avec celle constatée en 1870 et 1873 (*loc. cit.*), dans les rameaux que j'ai regardés comme des rameaux de *Sphenophyllum*, que je n'hésite nullement à reconnaître certains des échantillons de M. Williamson comme devant être confondus génériquement avec ceux que j'ai trouvés dans les silex d'Autun et de Saint-Étienne. Tels sont, par exemple, ceux figurés par le savant de Manchester dans les planches 1, 2 et 3 du mémoire cité.

Quant à celui figuré planche 4, fig. 21, je ne puis me résoudre à le considérer comme une tige de *Sphenophyllum*; j'incline bien plutôt à le regarder comme une racine de Cycadée, à cause de la nature des fibres ligneuses de la phériphérie, disposées en série rayonnante, et des rayons médullaires qui séparent les fibres ligneuses.

La conclusion tirée par M. Williamson de l'analogie des tiges qu'il regarde comme appartenant aux Astérophyllites, et de celles que j'ai décrites sous le nom de *Sphenophyllum*, est que ces deux groupes ont entre eux des affinités très-grandes; et qu'on doit, non les rapprocher des Calamites, mais bien plutôt des Lycopodiacées. Différents savants, MM. Strasburger, Schenck, Stur, discutant les résultats obtenus par MM. Dawson, Williamson et ceux auxquels j'étais arrivé, sont conduits à la même conclusion relativement aux affinités probables des *Sphenophyllum* et regardent ces plantes comme devant être rangées dans la classe des Lycopodiacées.

Dans le *Botanische Zeitung*, octobre 1876, M. Schenck dit : « Les recherches de Renault sur les fragments de tiges qu'il assimile aux *Sphenophyllum* ont donné pour résultat que leur structure n'a aucune analogie immédiate avec celle des Équisétacées ou des *Calamites*, quand même on voudrait les comparer au rhizome des premières; mais, au contraire, la structure des fragments de tiges étudiés par Renault se rapproche extraordinairement

(1) *Philos. Transact. of the Royal Society of London*, part V (*Asterophyllites*), vol. CLXIV.

de celle des racines d'un assez grand nombre de Conifères, par son corps ligneux primaire étoilé à trois rayons, par les *larges rayons médullaires* répondant aux saillies du corps ligneux, par son corps ligneux secondaire formé de cellules allongées et à parois épaisses et auquel il manque cependant les étroits rayons médullaires des Conifères.

» Sans doute l'identité des tiges étudiées par Renault avec celles des *Sphenophyllum n'est pas absolument établie et n'est pas probante ;* mais, d'un côté, ses recherches sur un reste de feuille de cet échantillon permettent d'admettre une feuille à plusieurs nervures, et par conséquent la détermination de Renault trouve un appui dans les recherches de Dawson. La différence entre les résultats de ces dernières et celles de Renault pourrait s'expliquer par la différence d'âge des tiges étudiées, comme il ressort des recherches de Williamson et des recherches comparées sur de jeunes racines de Conifères et sur de jeunes tiges de Lycopodes.

» Quoi qu'il en soit, il découle des travaux indiqués plus haut et de ceux de Williamson sur les Astérophyllites qui ont des rayons médullaires, qu'un certain nombre de plantes classées dans les Calamites n'appartiennent pas à ce groupe, mais se rapprochent plutôt par leur structure des Lycopodiacées. Cette conclusion est encore corroborée par la situation axillaire des bourgeons et la position épiphylle des sporanges. »

D'après ce qui précède, on voit que la grande majorité des paléontologistes est d'accord pour placer les *Sphenophyllum* dans la famille des Lycopodiacées.

Dans l'étude qui va suivre je tâcherai (aussi clairement que l'état des échantillons le permettra) d'établir : 1° Que les tiges que j'ai décrites à différentes reprises sont bien des tiges de *Sphenophyllum ;*

2° Qu'on peut rapporter ces tiges feuillées à certaines espèces connues ;

3° Qu'il n'existe pas dans les vrais *Sphenophyllum* de rayons médullaires ni de bois secondaire pouvant rappeler plus ou moins la structure des jeunes racines de Conifères ;

4° Que les Astérophyllites et les *Sphenophyllum* ne peuvent être réunis dans un même groupe.

5° Enfin je rechercherai la Classe ou la Famille de plantes dans laquelle la connaissance détaillée de la structure de la tige et celle probable des fructifications permettraient de ranger les *Sphenophyllum*.

FORME EXTÉRIEURE DE LA TIGE.

Le diamètre des tiges des *Sphenophyllum* que j'ai rencontrées a varié de $1^{mm},5$ à 15 millimètres. Les plus petites souvent ont conservé leur écorce, qui généralement a disparu sur les plus grosses : dans ce dernier cas, elles sont cylindriques et ne paraissent pas articulées; les nœuds sont dus en effet à un renflement de l'écorce à chaque verticille de feuilles. Dans les épis d'Astérophyllites, le cylindre ligneux est renflé à chaque verticille de feuilles stériles ou de sporangiophores.

Dans les *Sphenophyllum*, l'axe ligneux ne se renfle qu'à la naissance d'un rameau, et comme le rameau est *solitaire* sur la tige, le renflement ne se montre que d'un côté de l'axe (fig. 2 et 3, pl. 3).

La surface corticale est tantôt lisse, tantôt marquée de cannelures plus ou moins profondes (fig. 1, pl. 9, et fig. 2, pl. 7).

La distance des nœuds entre eux varie suivant les dimensions des rameaux et suivant les espèces. Sur les plus gros, de distance en distance, aux articulations apparaît un *seul* rameau également articulé, qui lui-même peut en émettre d'autres, ou porter des feuilles.

Quelquefois, sur les articulations on retrouve une espèce de rainure circulaire et continue, trace laissée par la chute des feuilles dont les bases étaient en contact dans certains cas, et même légèrement soudées; de petits creux placés sur cette rainure indiquent les points où passaient les faisceaux vasculaires se rendant aux feuilles.

FEUILLES.

Les empreintes de plantes sur la silice sont assez rares; le plus souvent elles sont noyées dans la masse et ne peuvent être

observées ; cependant il peut arriver que les fragments que l'on brise se fendent suivant la surface de l'objet qui est enveloppé, ce qui permet alors d'en reconnaître les détails superficiels, aussi bien, sinon mieux que sur la plus fine empreinte, car le tissu se montre ordinairement conservé dans tous ses détails.

Plusieurs feuilles de *Sphenophyllum saxifragæfolium* tenant encore à la tige se sont présentées dans cet état (voy. fig. 12, pl. 9).

Ces feuilles ont 8 millimètres de longueur, 1mm,5 à la base, 5 millimètres dans la partie supérieure. A 6 millimètres de sa base, la feuille se divise en deux lobes et chaque lobe en quatre dents aiguës d'un millimètre de longueur.

Deux faisceaux vasculaires, sortant de la tige, pénètrent dans la feuille ; à un millimètre de la base, chacun d'eux se bifurque, et les quatre branches qui en résultent, se divisant à leur tour en deux autres, forment, à une hauteur de 3 millimètres, huit nervures qui se terminent dans les huit dents de la feuille.

La ressemblance de ces feuilles avec celle figurée par Geinitz (1) est des plus frappantes.

L'existence, dans les magmas silicifiés, de feuilles de *Sphenophyllum* tenant encore à leur tige et spécifiquement déterminables, est donc un fait parfaitement acquis et hors de doute.

Plusieurs autres tiges feuillées ont été rencontrées à Saint-Étienne (jusqu'à présent le gisement d'Autun n'a présenté que des fragments dépourvus de feuilles). La première a été décrite en 1873 (*loc. cit.*) ; je rappellerai ses principaux caractères extérieurs. Engagée dans la silice, elle montre quatre articulations munies de feuilles ; une portion de la partie supérieure de la tige a été enlevée longitudinalement et est restée dans le fragment de silice séparé de l'autre morceau : cette section longitudinale accidentelle permet de voir les feuilles des deux verticilles supérieurs.

La distance des articulations est de 10 millimètres environ ; le diamètre de la tige au milieu d'un entre-nœud, de 4 millimètres, et au nœud, de 5mm,5.

(1) Geinitz, *Steinkohlenformation von Sachs*, tab. XX, fig. 8.

La tige cylindrique a sa surface parcourue par six cannelures dont la profondeur varie dans l'intervalle de deux articulations. Les bords des côtes délimitant les sillons portent des poils cloisonnés.

A chaque nœud on compte six feuilles, sessiles, dressées contre la tige; le limbe a 2 millimètres à la base; vers le milieu de la longueur il se divise en trois dents aiguës d'un millimètre de largeur et 5mm,2 de longueur. La longueur totale étant de 12 millimètres, il dépasse ainsi, par son extrémité, le nœud immédiatement supérieur; au point où il se divise en trois parties, sa largeur est d'environ 3 millimètres.

Trois faisceaux vasculaires s'échappent de la tige pour pénétrer dans chaque feuille et s'élèvent, sans se bifurquer, jusqu'à l'extrémité des dents.

Il arrive souvent qu'une coupe longitudinale d'une feuille donne une idée erronée de sa longueur, si elle ne passe pas exactement par l'une des dents, mais dans l'intervalle de deux divisions contiguës du limbe.

Les feuilles, dressées contre la tige, et non étalées comme dans la plupart des *Sphenophyllum*, sont munies extérieurement, vers la base, d'un renflement d'où partent des poils; elles paraissent avoir été assez fermes et rigides.

La description qui précède permet de rapprocher cette espèce du *Sphenophyllum angustifolium*, dont j'ai donné plus haut la diagnose d'après Coëmans et Kickx.

Germar, qui a établi cette espèce, en donne (1) la description suivante :

« Sphenophyllum foliis elongatis, angustis, apice 2-3-4-fissis; laciniis » linearibus, acutis; nervis raris (2-4); verticillis plerumque 6-phyllis, » internodiis sæpe brevissimis. »

Cette espèce se distingue, comme on sait, du *S. saxifragæfolium* par ses feuilles plus longues et plus étroites divisées au sommet en trois longues dents très-pointues auxquelles

(1) Germar, *Versteinerungen des Steinkohlengebirgs von Wettin und Löbejun*. Halle, 1844.

correspondent les nervures; les deux, trois ou quatre nervures restent séparées jusqu'à la base.

Germar fait remarquer qu'il a vu des mérithalles assez allongés, sans néanmoins atteindre la longueur de la feuille, qui, dans le *Sphenophyllum angustifolium*, dépasse toujours les entre-nœuds.

Elle se distingue encore, d'après le même auteur :

Caulis plantæ gracilitate, manifesta contractione media articulorum et crassis striis longitudinalibus. Folia singula incisura media, tertiam partem longitudinis folii penetrante, in duos vel tres lobos dividitur.

L'espèce de *Sphenophyllum* dont j'ai rappelé plus haut les principaux caractères extérieurs, et que j'ai désignée sous le nom de *S. stephanense*, vient donc se ranger, par plusieurs de ses caractères, à côté du *S. angustifolium*, qui comprend plusieurs sous-espèces.

M. Grand'Eury distingue entre autres des échantillons qui présentent une tige à feuilles bifides, sèches, roides, carénées, dressées en prolongement supérieur des côtes; les unes sveltes et élancées, comme bifurquées, et rappelant certains Lycopodes; les autres ayant des tiges plus robustes, plus ramifiées.

Le *S. stephanense* constitue une sous-espèce dans laquelle les feuilles dressées, un peu plus larges que d'ordinaire, possèdent chacune trois nervures indivises de la base au sommet; les mérithalles sont plus allongés, et la tige, munie de poils roides, paraît avoir été plus robuste que celle du *S. angustifolium* de Wettin.

J'ai rencontré un autre échantillon de *Sphenophyllum* également muni de feuilles à ses articulations, et que je considère comme différente du *S. stephanense*.

La figure 1, planche 7, donne la coupe longitudinale de deux articulations et des feuilles qui y sont insérées; la figure 2 représente une section transversale faite à une très-petite distance de l'articulation, là où les feuilles ne se sont pas encore divisées. Voici les particularités extérieures les plus saillantes de cet échantillon :

Six feuilles sessiles, dressées contre la tige, sont insérées aux nœuds. A la base d'insertion le limbe a $1^{mm},3$, et dans sa plus grande largeur il mesure 2 millimètres; la partie non divisée a une hauteur de 3 à 4 millimètres. Les lanières, au nombre de quatre, s'élèvent en se recourbant un peu en dehors (fig. 7, pl. 8) et dépassent légèrement l'articulation supérieure; l'intervalle qui sépare deux nœuds est de 6 à 7 millimètres.

La grosseur de la tige entre deux nœuds est de $2^{mm},2$, et au nœud lui-même de $3^{mm},6$.

Le nombre de faisceaux vasculaires qui sortent de la tige pour entrer dans une feuille est de deux; chacun se divise immédiatement en deux autres, et les quatre faisceaux, sans se dichotomiser de nouveau, vont se terminer dans les quatre dents aiguës de la feuille.

Les mérithalles sont marqués de trois sillons profonds correspondants à l'intervalle compris entre deux angles saillants du cylindre triangulaire de l'axe ligneux (fig. 2, pl. 7). Au nœud même il y a six sillons déterminés par les bases des feuilles, qui sont séparées par un petit intervalle.

De même que dans l'espèce précédente, la base des feuilles était munie d'un renflement *n* (fig. 1) d'où pendaient des poils cloisonnés *o*. Cette particularité est bien plus marquée dans un autre échantillon également feuillé représenté fig. 8, pl. 3. C'est une véritable touffe de poils : il est probable que lorsque les feuilles étaient plongées dans l'eau, de nombreuses racines descendaient tout autour des articulations, prenant naissance principalement au-dessous de chacune des feuilles, à la place occupée par les poils.

Sur une coupe transversale et perpendiculaire au limbe, les feuilles se montrent, dans la partie qui n'est pas encore divisée, formées d'un tissu lâche assez uniforme *k k* (fig. 6, pl. 9), dans lequel on remarque, près des faisceaux vasculaires et vers la base, des cellules rectangulaires *r* (fig. 1, pl. 7), cellules analogues à celles que nous retrouverons dans les rameaux et dans la tige. Ce tissu est encore parcouru par les faisceaux vasculaires qui marquent les nervures de la feuille, et dont on

distingue la forme lunulée *tt* dans la figure 6, pl. 9. Une cellule à parois plus épaisses se trouve dans l'arc formé par le faisceau vasculaire, et correspond très-probablement aux cellules rectangulaires particulières *r* de la figure 1, pl. 7.

La partie inférieure de la feuille est limitée par une couche épidermique formée de un ou de deux rangs de cellules arrondies; on y distingue quelques ouvertures *st*, qui pourraient être des stomates.

La face supérieure est recouverte par un épiderme dont les cellules sont rectangulaires, à parois assez épaisses, et plus grandes que celles qui forment l'épiderme de la face inférieure.

Les feuilles des deux échantillons de *Sphenophyllum* qui précèdent, dressées contre la tige, ne paraissent pas avoir subi de déformation ni de déchirures accidentelles; les tiges étaient encore debout lorsqu'elles ont été silicifiées, car on trouve à leur aisselle d'assez nombreux grains de pollen *p* (fig. 1, pl. 7) réunis dans une petite cavité formée, d'un côté par la feuille, et de l'autre par un petit renflement *m* de la tige, qui pourrait être l'indice d'un bourgeon latent.

M. Grand'Eury range le *S. angustifolium* dans sa première série, celle qui renferme les *Sphenophyllum* à feuilles munies d'une seule nervure basilaire.

Si la détermination spécifique des deux *Sphenophyllum* précédents est exacte, ce nombre ne serait pas absolu, il se rencontrerait dans le *Sphenophyllum bifidum*, la nervure unique de la base se divisant immédiatement en deux branches, dès lors indivises jusqu'à l'extrémité des deux dents de la feuille.

Le *Sphenophyllum stephanense* offrirait trois nervures basilaires qui resteraient indivises dans toute la longueur du limbe.

Enfin dans la troisième espèce, que je désignerai sous le nom de *S. quadrifidum*, les feuilles recevraient à la base deux faisceaux vasculaires, se dichotomisant immédiatement; les quatre branches se rendraient ensuite chacune dans les quatre lanières de la feuille.

En résumé, le groupe désigné sous le nom de *S. angustifolium*, caractérisé par :

« Caulis plantæ gracilitate, manifesta contractione media articulorum et crassis striis longitudinalibus notatus ; foliis elongatis, angustis, laciniis linearibus fissis, acutis; nervis raris indivisis; verticillis 6-phyllis, persæpe erectis, paululum basi incrassatis; spicis elongatis, angustis pinnatim dispositis, verticillis tricarpis ? »

Ce groupe comprendrait les trois espèces suivantes :

1° S. BIFIDUM : *singulari nervo proxime dichotomo ad basim accedente, foliis duobus laciniis fissis.*

2° S. STEPHANENSE : *tribus nervis indivisis ad basim folii trilaciniati accedentibus,*

3° S. QUADRIFIDUM : *duobus nervis proxime dichotomis ad basim folii quadrifidi accedentibus.*

Par la description qui précède je crois avoir répondu à cette remarque de M. Schenck : « Sans doute l'identité des tiges étudiées par Renault avec celle des *Sphenophyllum* n'est pas absolument établie et n'est pas probante », car on ne peut refuser d'admettre que la forme des tiges, leur dimension, les particularités de la surface, ne se rapportent pas complétement à des tiges de *Sphenophyllum*. On peut encore moins repousser comme feuilles de *Sphenophyllum* les feuilles dont j'ai donné plus haut la description, et dont le nombre, la forme, la disposition des nervures et des divisions du limbe s'accordent si bien avec les caractères correspondants reconnus par les auteurs comme essentiels aux feuilles des *Sphenophyllum* trouvées à l'état d'empreintes.

Je vais passer maintenant à l'examen de la structure anatomique des rameaux mêmes qui portaient ces feuilles.

STRUCTURE ANATOMIQUE DE LA TIGE.

Si l'on fait une coupe transversale d'une tige de *Sphenophyllum* dans un mérithalle (fig. 2, pl. 7), on aperçoit au centre : 1° une étoile à trois rayons; les extrémités des rayons sont occupées par des éléments *tr* plus petits que ceux qui sont au centre même du triangle ; 2° autour de cette partie triangulaire on remarque une gaîne *c* composée d'un nombre variable de

couches et formant une sorte d'enveloppe continue autour de l'étoile centrale ; 3° plus en dehors, ce que l'on peut considérer comme la région corticale.

Une coupe longitudinale passant exactement par l'axe de la tige et l'extrémité de l'un des rayons de l'étoile nous montre successivement les éléments suivants.

Au centre même *a* (fig. 1, pl. 7) se trouvent des vaisseaux à ponctuations aréolées : le pore central est elliptique *a* (fig. 3, pl. 8) quand la conservation de l'échantillon est irréprochable ; si au contraire la paroi du vaisseau est altérée, le pore devient circulaire, quelquefois même il s'agrandit, devient hexagonal ; le vaisseau paraît réticulé, et les mailles du réseau sont hexagonales. C'est ce cas que j'ai figuré dans mon premier mémoire sur ce sujet, ayant eu à ma disposition des échantillons qui n'étaient pas d'une conservation irréprochable.

Plus en dehors, et en se dirigeant vers l'extrémité du rayon de l'étoile, les vaisseaux changent de nature ; ils deviennent scalariformes *b* (fig. 1, pl. 7), et *b* (fig. 3, pl. 8, 9) ; enfin, à l'extrémité même du rayon on rencontre des trachées déroulables *tr*. Dans la figure 1, pl. 7, en *i*, on voit des vaisseaux rayés et des trachées se porter à chaque verticille dans les feuilles qui y sont insérées.

Si l'on fait une coupe transversale passant par un nœud, comme le représente la figure 3, pl. 7, à chacun des angles du triangle vasculaire on voit deux faisceaux de trachées s'en détacher en s'écartant l'un de l'autre horizontalement, puis chacun des faisceaux se bifurquer en pénétrant dans l'écorce ; les douze faisceaux qui en résultent entrent deux à deux dans chacune des six feuilles qui composent un verticille de *Sphenophyllum quadrifidum*. La coupe transversale (fig. 2, pl. 7) faite au-dessus du nœud, et qui coupe les feuilles là où elles ne sont pas encore divisées, montre que chacun des douze faisceaux s'est partagé en deux ; plus haut la coupe aurait rencontré 24 divisions de feuilles renfermant un faisceau unique.

Dans le *Sphenophyllum stephanense* que j'ai décrit dans mon premier mémoire, l'un des douze faisceaux se dichotomisait de

nouveau en traversant l'écorce, de façon que chaque feuille recevait trois faisceaux vasculaires à sa base; mais il est à remarquer que dans tous les cas, c'est un seul des deux faisceaux s'échappant de l'extrémité de l'axe triangulaire qui fournit les faisceaux d'une même feuille, quel que soit le nombre de ses nervures.

Les trachées sont, d'après ce qui précède, disposées en deux groupes; à chaque angle de l'axe les figures 4, pl. 7, et 4, pl. 9, montrent (*tr*) très-clairement cette disposition. Dans cette dernière figure, qui représente un rameau très-jeune, la partie centrale, occupée par les vaisseaux à ponctuations aréolées et de dernière formation, n'est pas encore complétement remplie par eux.

Cette constitution de l'axe des *Sphenophyllum* rappelle celle des jeunes racines de quelques Cycadées (*Cycas Ruminiana*, par exemple) (1), mais l'analogie ne peut se poursuivre, comme l'examen ultérieur des tissus va le démontrer.

Quoi qu'il en soit, il est établi que l'axe ligneux des *Sphenophyllum* est formé par trois faisceaux vasculaires à deux groupes de trachées, d'abord isolés, qui, en se développant, se rejoignent au centre de la tige.

La gaîne *cc'* qui entoure cet axe triangulaire est formée de deux parties distinctes et caractéristiques des tiges de *Sphenophyllum*. La plus intérieure, *c*, est composée de tubes allongés d'un diamètre considérable, mais qui va en diminuant dans les trois portions de la gaîne qui contournent les trois angles de l'axe ligneux. Les parois de ces tubes sont marquées de ponctuations aréolées; le pore central est elliptique ou peut subir les variations que j'ai signalées plus haut dans ceux des vaisseaux de l'axe. Les figures 1, pl. 7, et 4, pl. 8, montrent les tubes continus et sans cloisons transversales.

Dans les très-jeunes rameaux cette enveloppe tubulaire peut ne pas faire le tour de l'axe ligneux (fig. 5, pl. 9). Deux côtés du triangle seulement sont bordés par une rangée incomplète

(1) Remarquons toutefois, que la ressemblance n'est qu'apparente; car aux trois angles du faisceau ligneux de ces racines il n'y a pas, comme ici, deux groupes distincts de trachées.

de ces tubes. Dans les rameaux plus gros ou plus âgés, le nombre des couches va croissant; la figure 4, pl. 9, montre l'une des faces seulement bordée de deux rangées concentriques; le nombre des rangées peut même devenir assez considérable, comme on le voit (fig. 1, pl. 2) dans les rameaux qui atteignent un centimètre de diamètre. Le développement des couches n'est pas uniforme sur chaque face du triangle ligneux, car on en compte un nombre différent sur chaque face; il y a par conséquent une certaine indépendance dans l'accroissement successif des trois bandes vasculaires appliquées contre les côtés de l'axe. J'ai dit que les tubes poreux allaient en diminuant de diamètre dans les points correspondants aux extrémités du triangle vasculaire : les figures 2 et 3, pl. 7, et 4, pl. 9, le montrent nettement; mais, tout en diminuant de diamètre, ils ne changent nullement de nature, ce sont toujours des *tubes* à ponctuations aréolées.

En même temps que les couches concentriques de la gaîne augmentent, il se fait une production cellulaire spéciale entre chacune des couches, là où quatre tubes ou vaisseaux se joignent par leurs angles *z* (fig. 5, pl. 7). Souvent, dans les tiges âgées, cette production peut prendre un développement assez considérable *z* (fig. 1, pl. 8). Elle est formée de cellules très-allongées dans le sens vertical *z* (fig. 2, pl. 9, et fig. 6, même planche); leurs extrémités supérieures et inférieures sont planes et non terminées en biseau. Ces îlots longitudinaux de cellules qui se sont formés assez régulièrement entre chaque couche concentrique (fig. 5, pl. 7), sont joints dans le sens radial seulement par d'autres cellules, également allongées, mais horizontales *x* (fig. 1 et 2, pl. 8). Il résulte de cette production curieuse de cellules longitudinales et transversales dans le sens du rayon, qu'une coupe longitudinale, dirigée perpendiculairement aux couches concentriques, se présentera, à cause de la transparence des parois des tubes ponctués, comme l'indiquent les figures 2, 3 et 5 de la planche 8.

On croira, si l'on n'observe pas attentivement, et surtout si les préparations ne sont pas excellentes, avoir affaire, non plus

à des tubes continus, mais à de grosses cellules empilées et à parois très-épaisses.

La figure 6, pl. 8, représente une portion de préparation faite un peu obliquement par rapport aux couches concentriques, et qui montre, en *c* les tubes poreux continus, en *x* la coupe des cellules transversales qui réunissent les cellules longitudinales de deux couches voisines; en *w*, la paroi d'un tube coupé longitudinalement, et contre sa paroi les cellules transversales *x'x'* qui vont rejoindre le groupe de cellules longitudinales *z'z'*.

Je ne doute pas que les prétendus rayons médullaires décrits dans les tiges de *Sphenophyllum* par M. Williamson, et représentés fig. 13, pl. 2 de son Mémoire sur les Astérophyllites ne soient précisément ces cellules transversales qui ne peuvent être considérées comme des rayons médullaires, dont elles n'ont ni la forme ni la disposition.

Quelles étaient les fonctions physiologiques de ce réseau cellulaire à mailles rectangulaires placé entre les gros tubes poreux? Devait-il servir à contenir des grains d'amidon ou d'autres substances nutritives pour l'alimentation de la plante? L'intérieur, souvent fortement coloré, semblerait l'indiquer. Était-il destiné, en comprimant plus ou moins les gros vaisseaux, à modérer la circulation dans la plante? Existe-t-il des tissus analogues dans les plantes actuellement vivantes? C'est autant de questions que l'on ne peut résoudre maintenant d'une manière satisfaisante.

La deuxième partie de la gaîne que j'ai indiquée plus haut, et qui est plus extérieure, ne se présente avec un certain développement que dans les jeunes tiges : la figure 5, pl. 9, *c'*, la montre faisant un cercle continu autour de l'axe ligneux; elle est composée de cellules rectangulaires assez grandes, à parois épaisses non ponctuées *c'* (fig. 5 *bis*, pl. 9, et fig. 7). Le contenu des cellules est souvent fortement coloré, ce qui indique qu'elles contenaient une substance riche en carbone; elles sont disposées en files verticales, peut-être donnaient-elles naissance à la couche plus interne *c* par la disparition graduelle des parois transversales qui les séparent.

La structure de la double zone qui entoure l'axe ligneux triangulaire est donc tout à fait spéciale aux *Sphenophyllum*, et ne peut en rien être comparée avec les éléments ligneux et cellulaires que l'on rencontre autour du bois primaire des racines de Cycadées.

ÉCORCE.

Comme je l'ai indiqué dans mon précédent mémoire, elle se compose de trois parties distinctes : la plus interne est formée de cellules polyédriques à parois minces, un peu plus hautes que larges ; elle offre peu de résistance, et c'est à sa disparition fréquente que l'on doit attribuer la séparation habituelle du cylindre ligneux et de son écorce.

La deuxième couche, plus extérieure, se compose de cellules à sections rectangulaires, plus hautes que larges *d'* (fig. 1, pl. 7), assez résistantes, disposées régulièrement en files verticales, et analogues à des cellules subéreuses.

La partie la plus extérieure est formée d'abord de cellules allongées à parois minces, dont les extrémités ne sont pas franchement terminées en biseau, puis d'une couche plus extérieure qui prend nettement l'aspect fibreux. C'est la portion la plus résistante de l'écorce, et partant celle qui a été le plus souvent conservée.

RACINES.

Dans les quartz d'Autun, j'ai rencontré des fragments de racines dont la structure anatomique a offert des analogies suffisamment nombreuses avec les tiges de *Sphenophyllum* pour que je puisse les rapporter à ces plantes avec quelque certitude.

Leur diamètre est de 2 millimètres environ ; elles sont dépourvues de leur écorce (fig. 4, pl. 8). Une coupe transversale montre une série de couches concentriques dont les éléments sont à section rectangulaire ; ils vont en diminuant de grandeur de la circonférence au centre, lequel est occupé par un petit faisceau *a* allongé transversalement.

Une coupe longitudinale passant par un diamètre de la racine

(fig. 5, pl. 8) montre que la masse du tissu est formée de tubes à ponctuations aréolées semblables à ceux que nous avons trouvés composant l'enveloppe de l'axe triangulaire des tiges; ils sont séparés longitudinalement et transversalement par un tissu exactement semblable à celui qui existe entre les tubes poreux des tiges *z*, *z*. En *v*, on voit des coupes transversales de ces cellules qui feraient croire à des rayons médullaires très-courts en hauteur. Au centre seulement quelques vaisseaux scalariformes représentent l'axe ligneux proprement dit, lequel ne paraît pas avoir affecté la forme triangulaire si caractéristique de la tige, du moins autant qu'on en peut juger sur l'échantillon, dont la conservation n'est pas irréprochable. Ce qui frappe surtout, c'est la prédominance sur l'*axe ligneux* du tissu remarquable qui lui sert d'enveloppe, composé de gros vaisseaux ponctués et de ce réseau cellulaire particulier.

Tels sont les faits principaux que l'examen de nouveaux échantillons de *Sphenophyllum* m'ont permis de constater; l'axe parfaitement *plein* et *vasculaire* de ces plantes éloigne toute possibilité de rapprochement avec les Calamariées, qui comprennent d'une manière générale les *Calamites*, les *Equisetites*, les *Annularia* et les *Asterophyllites*.

Les *Asterophyllites*, qu'on a rapprochés des *Sphenophyllum* à cause d'une prétendue similitude dans la structure de l'axe, ont été regardés, comme on sait, tantôt comme des rameaux de *Calamodendron* et de certains *Arthropitus*, tantôt comme des rameaux de *Calamites*.

D'après les dernières recherches de M. Grand'Eury, les Astérophyllites se divisent en deux groupes : l'un renferme les rameaux des *Calamophyllites*, l'autre les rameaux plus robustes, plus ligneux et détachés des *Calamodendron* et des *Arthropitus*.

Les premiers naissent, en verticilles, de tiges *calamitoïdes;* les rameaux secondaires qui en partent sont *distiques* et étaient maintenus probablement dans un plan vertical, comme les rameaux de *Thuia*.

Or, les tiges des *Calamophyllites* étaient creuses, leurs ra-

meaux l'étaient également. J'ai décrit (*Ann. sc. nat.*, 6e série, t. III) des épis fructifiés qui se rapportaient à l'*Asterophyllites equisetiformis*, dont l'axe était parfaitement calamitoïde. De plus, les rameaux des *Sphenophyllum* sont *solitaires* sur les articulations (fig. 2, pl. 9), au lieu d'être disposés comme dans les Astérophyllites; la constitution de l'axe triangulaire des *Sphenophyllum* rend impossible, sur ces tiges, l'existence de rameaux distiques.

Reste le deuxième groupe. La structure d'un grand nombre de *Calamodendron* et d'*Arthropitus* (1) est actuellement suffisamment connue pour que l'on sache que ces plantes, essentiellement ligneuses, étaient munies d'une moelle volumineuse qu'on retrouve dans les plus petits rameaux; par conséquent, les *Asterophyllites* appartenant à ces végétaux ne peuvent avoir un axe plein et vasculaire comme celui que nous offrent les *Sphenophyllum*.

La conclusion naturelle de cette courte discussion est que les vrais *Sphenophyllum* ne peuvent être rapprochés, soit des *Astérophyllites cryptogames* (rameaux des *Calamophyllites*), soit des *Astérophyllites phanérogames* (rameaux des *Calamodendron* et de certains *Arthropitus*) (2).

J'ai exposé, au commencement de cet article, les différentes opinions qui avaient été émises sur la place que devait occuper le genre *Sphenophyllum* dans la classification botanique. Tantôt transporté de la classe des Rhizocarpées dans l'embranchement des Conifères, puis rapporté dans l'ordre des Lycopodiacées, on peut se demander si sa position est définitivement fixée.

On pourrait le croire. En effet, M. Schenck, dans le *Botanische Zeitung*, dit : « D'après la structure et la place occupée

(1) Voyez le mémoire que j'ai publié sur les Calomodendrées, dans les *Bulletins du Congrès scientifique de France*, 42e session, 1876, p. 291.

(2) M. Grand'Eury (*loc. cit.*, p. 50) arrive aux mêmes conclusions, et fait remarquer que le *Beckera grandis*, qui par ses feuilles nombreuses et simples pourrait se rapprocher des échantillons calcifiés décrits par M. Williamson comme appartenant aux *Asterophyllites*, paraît devoir se ranger près des *Sphenophyllum*.

par les sporanges, il n'est pas difficile de déduire la place que l'on peut assigner aux *Sphenophyllum* dans l'échelle naturelle des plantes ; il saute aux yeux qu'ils ne peuvent appartenir ni aux Conifères ni aux Marsiliacées. La question se réduit donc à celle-ci : Doit-on les laisser dans les Calamariées, parmi lesquelles on les a de préférence classés jusqu'ici, ou appartiennent-ils à un autre groupe ?

» Les *Sphenophyllum* se rattachent le plus étroitement possible aux Lycopodes. Chez les uns comme chez les autres, les sporanges sont situés à la base de la feuille fertile ; chez les uns comme chez les autres, les feuilles qui portent les sporanges diffèrent par la forme des feuilles de la tige situées plus bas, et les feuilles fertiles sont également disposées en épis à l'extrémité d'axes terminaux ou latéraux.

» Chez les *Sphenophyllum*, les sporanges se trouvent sur les feuilles ou dans l'aisselle de ces feuilles : tout ceci milite en faveur des Lycopodiacées, parmi lesquelles il faut, selon moi, ranger les *Sphenophyllum*, opinion pour laquelle se sont également prononcés M. Dawson en 1865, et M. Strasburger tout récemment. »

Relativement aux diverses fructifications des *Sphenophyllum*, M. Grand'Eury (1) s'exprime ainsi : « J'avais d'abord observé la disposition des sporanges en rangées longitudinales, comme on doit l'attendre de la structure de l'axe, lorsqu'une empreinte de *Sph. angustifolium* me les a laissé voir couchés sur les pédicelles réfléchis des bractées, au crochet desquelles ils paraissent fixés, peut-être deux par deux, et géminés, comme je l'aurais encore mieux reconnu dans l'épi du *Sph. oblongifolium*. D'après cela, les sporanges sont épiphylles, comme dans les Lycopodes, et les *Sphenophyllum*, par la structure singulière de leurs petites tiges herbacées, par leur inflorescence, diffèrent assez des *Asterophyllites* et des *Annularia* pour les en éloigner désormais. »

La structure toute particulière de l'axe autorise à penser que non-seulement les sporanges doivent être disposés en lignes

(1) *Loc. cit.*, p 50-51.

verticales le long de l'épi, mais que leur nombre par chaque verticille doit être de trois ou un multiple de trois.

Un fragment d'épi représenté fig. 9, pl. 9, et que j'ai rencontré dans les magmas silicifiés de Saint-Étienne, peut se rapporter par quelques caractères aux *Sphenophyllum*.

Les bractées fertiles sont disposées en verticilles qui se correspondent verticalement. Les unes ont été brisées, les autres sont en place, quelques-unes portent des sporanges; un peu au-dessus de chaque bractée on retrouve le renflement particulier *m* que j'ai signalé dans les tiges de *Sphenophyllum* (fig. 1, pl. 7).

Dans l'intérieur de l'axe, autour du faisceau vasculaire central, on remarque les cellules rectangulaires, à parois épaisses, superposées en files verticales et sans ponctuations, que j'ai indiquées dans les jeunes rameaux de *Sphenophyllum* (*c'*).

Si donc ces caractères communs sont suffisants pour légitimer l'attribution aux *Sphenophyllum* de ce fragment d'épi, les fructifications de ces plantes se composeraient d'une série de verticilles superposés de bractées fertiles, sans alternance de verticilles stériles, comme dans les *Annularia* et les *Asterophyllites*. A l'aisselle de certaines bractées se trouveraient disposés un ou deux macrosporanges *sp* renfermant une ou deux macrospores *ma* (fig. 9, pl. 9). Le macrosporange a été comprimé contre la tige, et la bractée à l'aisselle de laquelle il se trouvait a été brisée en *g''* ; un faisceau de trachées *tr* se dirige dans l'enveloppe du macrosporange.

Plus haut, au troisième verticille, une macrospore *ma* est sortie du macrosporange *sp'* et repose sur la bractée ; le macrosporange a été rompu par la pression qu'a subie tout ce côté de l'épi. Entre les deux verticilles à macrosporanges s'en trouve un autre qui porte une bractée avec un conceptacle *mi* rempli de granulations blanches, qui ne peuvent être que des microspores; la bractée qui supportait le microsporange a été également brisée en *g* .

Les microsporanges paraissent avoir été épiphylles, car à gauche de l'épi, au troisième verticille, on voit un microspo-

range adhérant encore à la face supérieure de la bractée, qui n'a subi ni compression ni rupture. Les autres bractées visibles dans le dessin ont perdu les fructifications, qui probablement s'y trouvaient comme sur les premières.

De cette description incomplète il résulte que les épis des *Sphenophyllum*, en admettant l'exactitude de l'attribution que je viens de faire, se composaient d'une série de bractées disposées en verticilles, portant alternativement des macrosporanges placés à leur aisselle, et des microsporanges portés, à une certaine distance de l'axe, sur le limbe de la bractée.

On conçoit que la disposition relative des macrosporanges et des microsporanges puisse un jour fournir un bon élément de classification, quand on connaîtra un plus grand nombre d'épis.

Il est à regretter que je n'aie pu fixer le nombre des bractées insérées à chaque verticille, celui des macrosporanges et des microsporanges; mais l'échantillon de 4 millimètres de longueur que j'ai rencontré était insuffisant comme dimensions, et surtout comme conservation, pour répondre à toutes les questions importantes qui pouvaient se présenter à l'esprit.

La connaissance plus complète de la tige des *Sphenophyllum* et de l'organisation probable de leurs fructifications vient-elle confirmer quelqu'une des opinions émises par les nombreux auteurs qui ont discuté sur la place que ces plantes devaient occuper dans la série végétale? Vient-elle surtout corroborer celle qui range les *Sphenophyllum* parmi les Lycopodiacées?

Dans cette famille, la tribu des Lycopodiées hétérosporées (*Selaginella* et *Isoetes*) pourrait seule fournir des éléments de comparaison, puisqu'on ne rencontre des macrospores et des microspores que dans les genres *Selaginella* et *Isoetes*.

Mais la structure de la tige dans ces deux genres n'a aucun rapport avec celle offerte par la tige des *Sphenophyllum*, tige si bien caractérisée par ses articulations portant des feuilles en verticille, et par son axe ligneux à trois faisceaux distincts. S'il y a quelques rapports communs du fait de la présence de macrospores et de microspores dans les épis de *Sphenophyllum* et

dans ceux des Sélaginelles, là s'arrêtent les rapprochements possibles.

Quant aux *Isoetes*, les différences entre ce genre et le genre fossile sont encore plus frappantes, et sous le rapport de la disposition des fructifications, et sous celui de la tige.

On a comparé, comme nous l'avons vu précédemment, les *Sphenophyllum* aux Marsiléacées. Les feuilles du *Sph. truncatum* et du *Sph. Thonii* ne laissent pas, en effet, que d'avoir une certaine analogie de forme avec celles de quelques *Marsilia*, mais la structure de la tige, dans ce dernier genre, ne peut en rien être comparée à celle des *Sphenophyllum*, et, de plus, les macrosporanges et les microsporanges sont réunis dans une enveloppe commune. Les mêmes remarques peuvent s'appliquer à la structure de la tige des Pilulaires, ainsi qu'à la position de leurs organes reproducteurs.

Reste, dans la famille des Rhizocarpées, la tribu des Salviniées. M. C. E. Bertrand est le premier qui m'ait fait remarquer qu'il pouvait exister des analogies entre les *Salvinia*, plantes si chétives de nos jours, et les *Sphenophyllum*.

On sait que la tige des *Salvinia* présente une série de verticilles ternaires alternants ; une des feuilles, réduite à une touffe de radicelles, plonge constamment dans l'eau, les deux autres flottent horizontalement à la surface. L'axe ligneux se compose de trois faisceaux vasculaires, comme dans les *Sphenophyllum*. Le cylindre ligneux est entouré d'une couche de grandes cellules à section sensiblement rectangulaire, comme dans les jeunes rameaux du genre fossile. En dehors se trouve un cercle de lacunes que l'on ne rencontre pas dans les *Sphenophyllum*, il est vrai, mais ces plantes n'étaient pas aussi essentiellement flottantes que nos *Salvinia*.

Dans ce dernier groupe, les macrosporanges et les microsporanges sont distincts et séparés ; les épis de *Sphenophyllum* offrent la même séparation.

Les rameaux des *Salvinia* naissent entre une feuille immergée et une feuille flottante. Dans les *Sphenophyllum*, un rameau naît dans le prolongement même de l'un des rayons

de l'axe triangulaire, par conséquent entre deux feuilles contiguës.

L'étude plus complète du genre fossile et du genre vivant montrera si les analogies peuvent s'étendre plus loin, en tenant compte des modifications nécessairement très-importantes dans la structure d'un *Salvinia* qui, passant de l'état précaire où il se rencontre maintenant, deviendrait frutescent et aérien.

EXPLICATION DES PLANCHES.

PLANCHE 7.

Fig. 1. Coupe longitudinale d'une portion de tige de ***Sphenophyllum quadrifidum***, passant par un mérithalle et deux nœuds, dirigée suivant la ligne MN de la figure 2. — Gross. : 14/1.

a, vaisseaux ponctués du centre.

b, vaisseaux rayés composant en partie les rayons de l'étoile triangulaire.

tr, trachées qui occupent les extrémités des trois rayons de l'axe ligneux.

i, faisceaux vasculaires formés de vaisseaux rayés et de trachées qui se détachent des angles de l'axe pour se porter dans les feuilles.

c, première enveloppe formée de gros tubes à ponctuations aréolées, qui entoure l'axe ligneux ; des cellules transversales *x* donnent à ces tubes l'apparence de cellules superposées.

c', deuxième enveloppe composée d'un rang ou deux de cellules à section rectangulaire, plus hautes que larges, et parois épaisses qui se rencontrent principalement dans les jeunes rameaux.

d', tissu formé de cellules à sections rectangulaires, à parois minces disposées en files verticales, simulant du suber.

e, éléments fibreux de l'écorce.

g, coupe longitudinale de deux feuilles du verticille inférieur.

g', coupe longitudinale d'une portion seulement de deux feuilles du verticille supérieur.

i', un des deux faisceaux vasculaires qui, après avoir traversé l'écorce, se rend dans la feuille.

l, cellules à sections rectangulaires de même nature que celles représentées en *c'*, et que l'on retrouve dans le voisinage du faisceau vasculaire de la feuille.

l', grosses cellules peut-être de même nature que les précédentes, devant accompagner des faisceaux vasculaires de racines adventives.

m, mamelon placé un peu au-dessus de l'aisselle de chaque feuille, peut-être déterminé par la présence d'un bourgeon latent. A l'aisselle des feuilles on peut remarquer des grains de pollen *p* qui s'y sont rassemblés quand la plante était debout.

n, mamelon placé au-dessous des feuilles, pouvant servir d'insertion à des

poils cloisonnés *o*, ou peut-être encore à des racines adventives quand les feuilles étaient immergées.

r, grosses cellules ou lacunes existant dans le parenchyme de la feuille.

Fig. 2. Coupe transversale faite dans un entrenœud un peu au-dessus d'une articulation ; elle rencontre un verticille formé de six feuilles dressées. Gross. : 14/1. (Même échantillon.)

a, partie centrale de l'axe ligneux triangulaire formé de gros vaisseaux ponctués.

b, vaisseaux scalariformes.

tr, trachées occupant les extrémités des angles du triangle ligneux.

c, première gaîne entourant l'axe ligneux, formée de gros tubes ponctués.

c', deuxième gaîne composée de cellules rectangulaires non ponctuées.

d', partie cellulaire parenchymateuse de l'écorce.

e, région fibreuse plus extérieure.

f, trois cannelures fortement marquées, qui sillonnent la tige longitudinalement dans les entrenœuds.

f', sillons moins accusés alternant avec les premiers.

g, verticille composé de six feuilles coupées transversalement au-dessous du point où elles se divisent en lanières.

h, faisceaux vasculaires au nombre de quatre, qui parcourent la feuille dans toute sa longueur.

MN, ligne suivant laquelle a été dirigée la coupe représentée fig. 1.

Fig. 3. *Sphenophyllum quadrifidum*. — Gross. : 14/1.

a, *b*, *c*, *c'*, même signification que dans les figures précédentes. Le faisceau de trachées *tr*, en *i*, se divise en deux branches ; chacune de ces branches pénètre dans l'écorce et s'y subdivise en deux autres, *jj*. On a ainsi douze faisceaux vasculaires qui se distribuent deux à deux dans chacune des six feuilles. Ces deux faisceaux vasculaires, qui pénètrent à la base de chaque feuille, se divisent presque immédiatement chacun en deux autres, et le limbe se trouve ainsi parcouru par quatre nervures dans toute sa longueur.

f, *f'*, cannelures principales et cannelures secondaires de la tige, aux articulations.

Fig. 4. Extrémité de l'un des trois angles de l'axe ligneux. Gross. : 100/1.

a, *b*, comme précédemment.

t, *t*, les deux points d'où émergent les trachées qui se rendent dans les organes foliaires.

Fig. 5. Coupe transversale d'une portion de la gaîne *c* qui entoure l'axe triangulaire, et prise dans un échantillon âgé, et par conséquent formé d'un assez grand nombre de couches concentriques, de tubes ponctués. Gross. : 95/1.

c, gros tubes ponctués de la gaîne.

z, groupe de cellules étroites, mais allongées longitudinalement, qui se forment au point de jonction des angles de quatre tubes voisins appartenant à deux couches concentriques successives.

x, cellules étroites, mais allongées transversalement, qui, passant entre les tubes, rejoignent les précédentes, seulement dans le sens du rayon, de

manière à former un réseau à mailles rectangulaires, dont le plan est vertical et dirigé radialement.

PLANCHE 8.

Fig. 1. Coupe transversale faite dans la gaîne formée par les tubes ponctués, mais appartenant à un individu plus âgé encore que le précédent. — Gross. : 45/1.

c, tubes ponctués.

z, production cellulaire très-abondante entre les couches concentriques.

x, cellules transversales qui réunissent les cellules longitudinales de deux couches concentriques voisines.

a, vaisseaux ponctués de l'axe.

b, vaisseaux rayés.

t, trachées.

Fig. 2.

c, tubes ponctués coupés longitudinalement. — Gross. : 100/1.

z, coupe des cellules longitudinales allongées qui se trouvent aux angles des tubes ponctués; on voit par transparence, à travers leurs parois, les ponctuations *k k* des tubes entre lesquels elles se sont développées.

x, cellules transversales plus ou moins irrégulières qui relient les files verticales; l'ensemble de ces cellules, appliqué sur la face radiale des tubes, donne à ces derniers l'apparence de grosses cellules rectangulaires à parois épaisses et disposées en files verticales.

y, réseau hexagonal des ponctuations des tubes; au centre se trouve un pore elliptique quand la conservation est bonne; il devient circulaire et plus gros, et même se confond avec le réseau hexagonal indiqué sur la paroi du tube, lorsque l'échantillon est plus ou moins altéré.

Fig. 3. Portion de coupe longitudinale passant par l'extrémité de l'un des angles de l'axe ligneux. — Gross. : 95/1.

a, vaisseaux ponctués, aréolés, à pore elliptique, du centre de l'axe.

b, vaisseaux scalariformes, plus près de l'extrémité.

t, trachées déroulables.

b', faisceaux vasculaires qui vont se détacher de l'axe pour se porter aux feuilles.

c, tubes ponctués se présentant avec l'apparence de grosses cellules superposées.

x et *z*, comme précédemment.

Fig. 4. Coupe longitudinale dirigée un peu obliquement par rapport à un diamètre de la tige, dans la couche formée de tubes ponctués. — Gross. : 100/1.

A gauche de la figure, les tubes sont coupés dans une direction tangentielle; on voit qu'ils sont continus, mais que de distance en distance leurs parois sont soulevées par la présence de cellules transversales en nombre variable. Ces cellules, coupées perpendiculairement à leur grande dimension, présentent l'aspect de rayons médullaires très-courts *x*.

A droite, les tubes sont coupés un peu obliquement, et leurs parois

montrent en perspective le soulèvement qu'a déterminé la production des cellules transversales.

z, cellules longitudinales développées entre les tubes.

w, bords crénelés de la paroi du tube ponctué.

y, pore elliptique.

Fig. 5. Coupe transversale d'une racine de *Sphenophyllum*.

a, axe ligneux très-réduit, formé par des vaisseaux rayés.

c, tubes ponctués disposés en couches concentriques nombreuses autour de l'axe ligneux.

u, silice amorphe.

Fig. 6. Coupe longitudinale de la même racine.

b, axe ligneux formé de vaisseaux scalariformes.

c, tubes ponctués entourant l'axe *b*.

x, cellules transversales se développant entre les tubes dans le sens du rayon.

z, cellules longitudinales réunies de distance en distance par les précédentes.

v, cellules transversales coupées perpendiculairement à leur grande direction et imitant des rayons médullaires.

PLANCHE 9.

Fig. 1. Rameau effeuillé d'un *Sphenophyllum* venant d'Autun (grandeur naturelle). Aux articulations on remarque de fines ponctuations, passages des faisceaux des feuilles.

La tige est lisse; les feuilles n'ont pas laissé de traces de leur insertion aux articulations; le nombre des faisceaux vasculaires parcourant l'écorce était de dix-huit, disposés très-régulièrement dans le sens du rayon.

Fig. 2. Grandeur naturelle. Fragment dépourvu de son écorce, émettant en avant un rameau, dans le plan de l'un des rayons du triangle vasculaire de l'axe.

Fig. 3. Grandeur naturelle. Le même échantillon, vu dans une position différant de 90 degrés de la précédente. Il est facile de se convaincre que la tige, dépourvue de son écorce, n'est pas renflée aux articulations, et que le rameau est solitaire.

Fig. 4. Coupe transversale d'un jeune rameau; l'axe ligneux triangulaire et son enveloppe, formée de tubes, ont été seuls représentés.

tr, trachées disposées en deux groupes à chaque extrémité des angles du triangle ligneux.

a, vaisseaux ponctués ne remplissant pas encore toute la partie centrale de l'axe, indiquant ainsi que le développement a marché des centres trachéens en direction centripète.

a', vaisseaux n'ayant pas encore atteint tout leur développement.

c, deux couches concentriques de tubes ponctués sur l'une des faces seulement de l'axe ligneux : les deux autres n'en possèdent qu'une; cependant

on voit en *c'' c''* quelques-uns de ses tubes, qui sont en voie de se former en dehors de la première couche.

Fig. 5. Rameau encore plus jeune (gross. 45/1). La première couche de tubes est moins complète que dans l'exemple précédent; une des faces paraît en manquer totalement, mais en dehors, en *c'*, on aperçoit une couche de cellules coupées un peu obliquement. Ces cellules à sections rectangulaires sont représentées plus grossies en *c'* (5 *bis*); elles sont à parois épaisses, sans ponctuations, et forment une deuxième gaîne autour de l'axe ligneux triangulaire; elles sont colorées en noir, comme si elles avaient renfermé une substance riche en carbone (amidon, gomme). Cette couche semble disparaître dans les rameaux plus développés.

Fig. 6. Coupe transversale d'une feuille de *Sphenophyllum*. — Gross. : 45/1.

k, tissu lâche du parenchyme intérieur.

t, faisceaux vasculaires, lunulés, qui le parcourent et qui correspondent aux nervures.

ep, épiderme inférieur de la feuille.

st, stomates.

ép', épiderme supérieur formé de cellules à sections rectangulaires et un peu plus grandes, que celles plus arrondies qui forment l'épiderme inférieur.

Fig. 7. Coupe longitudinale un peu oblique de la couche, à tubes ponctués, et de la deuxième enveloppe plus extérieure.

c, tubes ponctués accompagnés de cellules longitudinales et transversales.

c', deuxième couche formée de cellules en partie colorées et sans ponctuations.

d', tissu subéreux.

Fig. 8. Coupe longitudinale, montrant en *g* la base d'une feuille, en *o* une touffe de poils, et en *m* le mamelon qui est placé au-dessus de l'aisselle de chaque feuille. — Gross. : 45/1.

Fig. 9. Fragment d'épi de *Sphenophyllum*. — Gross. : 18/1.

La figure montre quatre verticilles; l'échantillon a subi un froissement qui a brisé les bractées de droite.

c', cellules rectangulaires à parois épaisses, sans ponctuations visibles, analogues aux cellules désignées par la lettre *c'* dans les figures précédentes; elles entourent le faisceau vasculaire *a*.

a, faisceau vasculaire occupant l'axe de l'épi et formé de vaisseaux scalariformes et de trachées.

g, bractées disposées en verticille.

g'', extrémités de bractées rompues.

sp, macrosporange en partie déchiré.

ma', macrospore incluse.

tr, trachées qui se rendent dans l'enveloppe du macrosporange et qui partent de l'aisselle de la bractée inférieure.

sp', macrosporange déchiré complétement.

ma', macrospore détachée et retenue par la bractée inférieure à son aisselle.

s, microsporange adhérant au fragment de bractée brisé *g'*.

mi, microspore.

s', autre microsporange en place sur la bractée où probablement il s'est développé.

mi', microspores.

m, mamelon supra-axillaire analogue au mamelon signalé plus haut dans les tiges de *Sphenophyllum*.

n, mamelon inférieur à la bractée correspondant à l'organe désigné plus haut par la même lettre.

Fig. 10. Microsporange grossi 45 fois.

sp, enveloppe du microsporange formée de cellules à section presque carrée à parois assez épaisses ; le microsporange parait soudé à la bractée *g*, et réellement épiphylle.

mi, microspores nombreuses et encore très-jeunes.

g, bractée non rompue et probablement complète, supportant le microsporange.

g', bractée stérile ou ayant perdu ses fructifications.

m, comme précédemment.

Fig. 11. Macrosporange grossi 45 fois.

sp, enveloppe du macrosporange d'une structure analogue à celle du microsporange.

ma, macrospore déchirée à la partie supérieure.

g'', bractée rompue, à l'aisselle de laquelle on remarque un faisceau vasculaire trachéen.

tr, faisceau vasculaire se dirigeant dans l'enveloppe du macrosporange, qui semble plutôt axillaire qu'épiphylle. Malheureusement le mauvais état de conservation de l'échantillon rend impossible la certitude sur ce point.

m, comme précédemment.

Fig. 12. Feuille de *Sphenophyllum erosum* var. *saxifragæfolium*, trouvée en empreinte dans la silice et encore attachée à sa tige. - Grandeur naturelle.

TROISIÈME MÉMOIRE

SUR

LES MUCORINÉES

Par M. Ph. VAN TIEGHEM.

INTRODUCTION.

A côté de plantes à thalle tuniqué et immobile, appelé *mycélium*, la classe des Champignons en renferme d'autres à thalle nu et mobile, nommé *plasmode*. Mycélium et plasmode sont d'ailleurs soit unicellulaires, soit pluricellulaires, et cette différence paraît en entraîner une autre dans le mode de reproduction. Quand son thalle est unicellulaire, la plante forme non-seulement des spores, mais aussi des œufs issus d'une conjugaison ou d'une fécondation plus ou moins différenciée. Quand son thalle est pluricellulaire, elle ne produit que des spores; du moins, dans l'état actuel de la science, ne lui connaît-on pas d'œufs, et ne paraît-il pas non plus qu'elle soit le siége d'aucun phénomène fécondateur amenant un autre résultat.

En appliquant successivement ces deux caractères, on partage la classe des Champignons en quatre groupes, que l'on divise ensuite en ordres et familles d'après l'organisation des appareils reproducteurs; mais, suivant que l'on fait prédominer le premier caractère ou le second, ces groupes se trouvent disposés de deux manières différentes. Si l'on donne la préférence au fait d'avoir, soit un mycélium, soit un plasmode, on obtient la division suivante :

Champignons. Thalle sans chlorophylle	tuniqué, immobile (mycélium) *Chitomycètes.*	unicellulaire. Des œufs...	*Monoblépharidées, Saprolegniées, Péronosporées.* — *Entomophthorées, Mucorinées.*
		pluricellulaire. Pas d'œufs.	*Urédinées, Ustilaginées, Basidiomycètes, Ascomycètes.*
	nu, mobile (plasmode) *Gymnomycètes.*	unicellulaire. Des œufs...	*Ancylistées, Zygochytriées, certaines Chytridinées* (Polyphagus) (1).
		pluricellulaire. Pas d'œufs.	*Myxomycètes.*

Si, vu la grande différence qu'elle entraîne dans la reproduction de la plante, on attache au contraire plus d'importance à la structure unicellulaire ou pluricellulaire du thalle, on arrive au résultat suivant :

Champignons. Thalle sans chlorophylle	unicellulaire. Des œufs. *Oomycètes.*	Thalle tuniqué et immobile (mycélium)	*Monoblépharidées, Saprolegniées, Péronosporées.* — *Entomophthorées, Mucorinées.*
		Thalle nu et mobile (plasmode)	*Ancylistées, Zygochytriées, certaines Chytridinées* (Polyphagus) (1).
	pluricellulaire. Pas d'œufs. *Sporomycètes.*	Thalle tuniqué et immobile (mycélium)	*Urédinées, Ustilaginées, Basidiomycètes, Ascomycètes.*
		Thalle nu et mobile (plasmode)	*Myxomycètes.*

L'avenir montrera laquelle de ces deux dispositions doit être préférée et s'il n'est pas nécessaire de séparer davantage, en les élevant au rang de classes, soit les Chitomycètes des Gymnomycètes dans le premier cas, soit plutôt les Oomycètes des Sporomycètes dans le second.

(1) Les œufs sont encore inconnus chez beaucoup d'autres Chytridinées.

Quoi qu'il en soit, en poursuivant mes recherches sur l'organisation et le développement d'un certain nombre de Champignons appartenant aux divers ordres et familles que nous venons de grouper, j'ai recueilli sur plusieurs de ceux qui composent la famille des Mucorinées quelques observations nouvelles qui feront suite aux recherches exposées dans mes deux premiers mémoires (1). Je les rassemble ici en les disposant par tribus d'après l'ordre adopté dans mon second travail et que résume le tableau suivant :

MUCORINEES. Mycélium primitivement unicellulaire. Des spores nées dans un sporange. Des œufs issus de conjugaison avec ou sans différence sexuelle appréciable.	Pas de stylospores. Une columelle dans le sporange multisporé. Membrane du sporange	hétérogène, c'est-à-dire formée d'une calotte supérieure cuticularisée et d'une zone inférieure diffluente.	*Pilobolées.*
		homogène, c'est-à-dire tout entière diffluente ou tout entière persistante	*Mucorées.*
	Des stylospores. Pas de columelle dans le sporange multisporé. Sporanges	sphériques et isolés.............	*Mortierellées.*
		cylindriques et groupés en capitules.	*Syncéphalidées.*

Mais avant d'entrer dans cette étude particulière des genres et des espèces, il me paraît utile d'exposer d'abord les résultats de quelques observations et expériences : 1° sur la mutilation et la fragmentation des cellules reproductrices (œufs et spores) de ces plantes; 2° sur les causes qui y provoquent tour à tour la formation des œufs et des spores ; 3° sur le mode de germination de ces deux sortes de corps reproducteurs ; 4° enfin, sur la différenciation morphologique et la division du travail

(1) Ph. Van Tieghem et G. Le Monnier, *Recherches sur les Mucorinées* (*Annales des sc. nat.*, 5e sér., 1873, Bot., t. XVII, p. 261). — Ph. Van Tieghem, *Nouvelles Recherches sur les Mucorinées* (*Ann. des sc. nat.*, 6e sér., 1875, Bot., t. I, p. 5).

physiologique qui s'y manifestent quelquefois dans le thalle : toutes questions offrant un intérêt général, et dont l'étude fera l'objet du premier chapitre de ce travail.

Quant à la méthode qui a dirigé toutes ces recherches, elle a été suffisamment exposée dans l'introduction des deux mémoires précédents pour qu'il soit inutile d'y revenir ici.

I

ÉTUDE DE QUELQUES QUESTIONS GÉNÉRALES.

1. — Mutilation et fragmentation des cellules reproductrices (œufs et spores).

On sait que l'organisme végétal peut, s'il est mutilé, se compléter en réparant ses pertes. A une plante vasculaire, par exemple, si l'on enlève l'un quelconque des trois organes, racine, tige et feuille, qui composent son système végétatif, cet organe se régénère; si l'on en détache deux, le troisième les reproduit; enfin, si l'on sépare seulement un fragment de l'un quelconque des trois organes, cette parcelle suffit à les reformer tous les trois et à reconstituer la plante. Cette faculté de régénération et de rédintégration, connue depuis bien longtemps dans le végétal adulte, où elle est la source d'innombrables applications, l'embryon la possède à un très-haut degré dans la graine mûre, comme on l'a établi par une série d'expériences qui datent de 1872 (1). Se trouve-t-elle déjà exprimée dans la cellule primordiale d'où dérive cet embryon, c'est-à-dire dans l'œuf issu de fécondation? En d'autres termes, cette cellule primordiale peut-elle être mutilée sans perdre la propriété de produire un embryon complet, fractionnée de manière que chaque fragment développe une plante nouvelle? Ou bien, au contraire, cet œuf constitue-t-il une unité organique indivisible? C'est la question que je me suis proposé de résoudre.

Qu'elle fût susceptible de recevoir une solution positive,

(1) Ph. Van Tieghem, *Recherches physiologiques sur la germination* (*Annales scientifiques de l'École normale*, 2ᵉ sér., 1873, t. II, et *Ann. des sc. nat.*, 5ᵉ sér., Bot., t. XVII, p. 205).

c'est ce que portaient à croire quelques expériences consignées dans mon second mémoire sur les Mucorinées. On y avait vu la cellule unique qui constitue le corps de ces plantes cicatriser promptement ses blessures et pouvoir être divisée en fragments même assez petits, sans que ces fragments cessassent de se développer en formant désormais autant de plantes indépendantes (1). M. Hanstein venait d'arriver, de son côté, sur une Algue unicellulaire, un *Vaucheria*, à des résultats analogues. Mais encore fallait-il se demander si une cellule primordiale, une spore, un œuf surtout ne diffère pas, sous ce rapport, d'une simple cellule végétative. A cet égard, si l'on se rappelle ce fait bien connu que la zoospore des *Vaucheria*, quand elle se brise en deux dans ses efforts pour s'échapper du sporange, germe par ses deux moitiés et produit deux plantes nouvelles, on y trouve une précieuse indication et un encouragement à poursuivre par l'expérience la solution générale du problème.

Chez les Phanérogames, qui sont vivipares, l'œuf est difficilement accessible à l'expérimentation; mais on sait que chez certaines Gymnospermes, comme les Genévriers et les Pins, il se partage normalement en quatre quartiers qui deviennent autant d'embryons, et cette circonstance semble indiquer qu'il ne constitue pas une unité morphologique indivisible. Même difficulté chez les Cryptogames vasculaires et les Muscinées, qui sont également vivipares. Il existe, il est vrai, chez ces plantes, une autre sorte de cellules primordiales, les spores, et, comme elles se développent en liberté dans le milieu extérieur, il est possible d'essayer si après mutilation et fragmentation elles produisent encore un prothalle dans le premier groupe, un protonema dans le second. Les Thallophytes sexués, au contraire, sont presque toujours ovipares et livrent leurs œufs à l'étude expérimentale; la plupart ont, en outre, des spores chargées de reproduire le thalle au même titre que les œufs; c'est donc sur ces végétaux que les recherches auront le plus de chances de succès.

(1) *Loc. cit.*, p. 19.

L'observation des premières phases du développement de certaines de ces plantes permet déjà d'entrevoir la solution. On sait en effet que chez beaucoup d'entre elles (Œdogoniées, Saprolegniées, Péronosporées, Mucorinées, etc.) l'œuf germe, suivant les conditions où il est placé, de deux manières différentes : tantôt intégralement, en produisant directement un thalle; tantôt en fractionnant son corps protoplasmique, en le réduisant pour ainsi dire en une monnaie de spores, qui forment ensuite autant de thalles indépendants. Chez les Floridées, cette résolution de l'œuf en spores s'opère constamment, et elle suit de si près la fécondation, que l'œuf lui-même n'a qu'une existence très-éphémère. La même remarque s'applique d'ailleurs aux spores. Chez certaines Péronosporées et Mucorinées, par exemple, on voit, suivant les conditions, la spore tantôt germer intégralement en développant directement un mycélium, tantôt se fragmenter en un groupe de sporules, origines d'autant de mycéliums indépendants. C'est encore à cette fragmentation spontanée qu'il faut rattacher la germination des spores en sporidies observée chez un grand nombre d'autres Champignons.

Tous ces faits d'observation tendent assurément à montrer que ni l'œuf ni la spore ne constituent une unité morphologique indivisible; qu'au contraire toute portion du corps protoplasmique de l'une ou de l'autre de ces cellules primordiales jouit de toutes les propriétés de l'ensemble et peut les manifester par un développement autonome après en avoir été séparé. Toutefois il ne paraîtra pas inutile de donner de ce fait une démonstration directe, et c'est le but que je me suis proposé dans les expériences dont je vais indiquer brièvement les résultats.

La mutilation et la fragmentation des cellules reproductrices ont été obtenues tour à tour directement par un procédé mécanique (pression d'une aiguille ou de la lamelle du porte-objet), et indirectement par l'action perforante d'organismes inférieurs pullulant dans la goutte d'eau qui les baigne. On a choisi principalement comme œufs, à cause de la facilité avec laquelle elles germent, les zygospores du *Sporodinia grandis* et du

Spinellus fusiger, et comme spores, à cause de leur dimension relativement grande, celles du *Pilobolus œdipus*, du *Phycomyces nitens* et du *Mortierella reticulata*. Deux conditions ont paru nécessaires à la réussite des expériences. D'abord il faut que le corps protoplasmique de la cellule reproductrice possède, au moment de la mutilation, un certain degré d'homogénéité; si donc il devient hétérogène à la maturité comme dans les zygospores, où l'huile notamment se sépare à l'état de gouttelettes, il faudra prendre la cellule reproductrice, ou bien avant sa mise en repos, quand elle a encore son homogénéité, ou bien après un commencement de germination, lorsqu'elle l'a reprise. En second lieu, il faut que la dimension du fragment considéré ne soit pas trop petite, la limite étant d'ailleurs assez difficile à préciser et variable avec la nature de la plante et les qualités du milieu nutritif. Ces deux conditions s'expliquent d'elles-mêmes. Supposons-les remplies, voici les résultats obtenus.

Sur une zygospore entière germant dans l'air humide et qui normalement produirait, dans ces circonstances, un tube sporangifère, on lacère le premier tube dès qu'il commence à paraître, puis les suivants au fur et à mesure qu'il en repousse après chaque nouvelle cicatrisation. Il arrive bientôt un moment où le reste du protoplasma contenu dans l'œuf se divise sur place en un certain nombre de spores séparées par une matière interstitielle. La zygospore se trouve ainsi ramenée artificiellement à cet état de sporange que présente normalement l'oospore germante des *Cystopus*.

Mis à germer dans l'air humide, les fragments les plus gros d'une zygospore brisée se cicatrisent d'abord en revêtant leurs faces découvertes d'une fine membrane de cellulose, puis poussent chacun un tube sporangifère de dimension proportionnée à leur grandeur. Mis à germer dans un liquide nutritif, tous les fragments, même les petits, se cicatrisent ou se recouvrent totalement d'une membrane de cellulose, puis se développent en autant de mycéliums indépendants.

Une spore entière, mise à germer dans un liquide peu nu-

tritif, et dont on lacère le premier tube mycélien au moment où il se forme, puis le second et le troisième, s'il est nécessaire, ne tarde pas à transformer le protoplasma qui reste dans sa cavité en un certain nombre de spores plus petites, et ces sporules, transportées dans un milieu nutritif, y développent chacune un nouveau mycélium. Le même résultat s'obtient quand le premier tube mycélien est arrêté dans son développement et tué par l'invasion de Bactéries dans le liquide nutritif : on a signalé et figuré, dès l'année 1873, un cas de ce genre dans le *Phycomyces nitens* (1).

Mis à germer dans un liquide nutritif, les principaux fragments d'une spore brisée se cicatrisent et développent bientôt autant de nouveaux mycéliums (pl. 10, fig. 1).

Si l'on place une masse de spores dans une goutte liquide où pullulent des Bactéries et autres organismes inférieurs, on remarque, au bout de quelques jours, sur un plus ou moins grand nombre d'entre elles, l'altération suivante. La membrane est attaquée en un point souvent difficile à apercevoir; la portion du protoplasma voisine de ce point est sacrifiée, mais le reste se contracte, s'isole de la membrane, se revêt d'une nouvelle enveloppe de cellulose, constitue enfin une spore nouvelle à l'intérieur de l'ancienne. Le plus souvent même la contraction a lieu autour de plusieurs centres, deux, trois, et jusqu'à une dizaine; il y a division, et chacune des petites masses arrondies, bientôt entourée d'une paroi de cellulose, est une spore nouvelle (fig. 2). La spore primitive est ramenée ainsi à l'état de sporange, comme nous l'avons vu plus haut pour la zygospore, et comme on sait que cela arrive normalement dans de certaines conditions chez les Péronosporées. Ces sporules peuvent donner plus tard naissance à autant de mycéliums indépendants, mais elles exigent pour germer, et cela se conçoit, un milieu plus nutritif et mieux approprié que celui dont se contente la spore primitive. C'est ce qui

(1) Ph. Van Tieghem et G. Le Monnier, *Recherches sur les Mucorinées* (Ann. des sc. nat., 5e sér., Bot., t. XVII, p. 34, pl. 20, fig. 3).

explique qu'après avoir autrefois décrit et figuré ce phénomène dans le *Phycomyces nitens*, n'ayant pas réussi à obtenir la germination des sporules dans les conditions ordinaires où germent les spores, je n'en aie pas reconnu la vraie signification (1).

C'est à ce même ordre de faits que je crois pouvoir rattacher le développement de sporules à l'intérieur des cellules de levûre de bière, quand elles sont exposées à l'état de couche pâteuse dans une atmosphère humide, phénomène qui a été, comme on sait, compris tout autrement par M. Reess et les observateurs qui ont suivi.

Il n'a été question jusqu'ici que des œufs et spores des Thallophytes. Je n'ai étudié, au point de vue qui nous occupe, ni les spores des Mousses, qui produisent le protonema, ni celles des Cryptogames vasculaires, qui engendrent le prothalle. Mais chez les Phanérogames, ces spores sont représentées par les grains de pollen, et ceux-ci, soumis à la mutilation et à la fragmentation, m'ont donné, dans plusieurs cas favorables, des résultats analogues à ceux qui viennent d'être signalés. Les principaux fragments des grains se cicatrisent et développent des tubes polliniques de taille proportionnée à la leur. La formation de grains de pollen secondaires, observée par moi dès l'année 1870, quand le grain primitif germe dans des conditions défavorables, vient d'ailleurs se rattacher au même ordre de faits (2).

Des observations et des expériences qui précèdent, il ressort avec évidence que ni l'œuf ni la spore ne constituent une unité biologique indivisible. L'un et l'autre peuvent être mutilés et fractionnés, sous de certaines conditions, sans que chaque fragment cesse de posséder toutes les propriétés génératrices de l'ensemble et de les manifester, quand on le place dans des circonstances favorables, en produisant une plante nouvelle. Quand elles sont mises en liberté dans le milieu extérieur, les

(1) *Loc. cit.*, p. 31, pl. 20, fig. 3.

(2) Ph. Van Tieghem, *Sur la végétation libre du pollen, etc.* (*Ann. des sc. nat.*, 5e sér., Bot., t. XII).

cellules reproductrices emportent donc avec elles une quantité de matière notablement plus grande que ce qui leur est nécessaire pour remplir leur fonction et régénérer le végétal (1). Ce superflu, destiné à parer à de certaines éventualités défavorables, peut leur être enlevé et utilisé lui-même pour la reproduction, pourvu que ces éventualités ne se produisent pas. C'est ce qui explique que, suivant les conditions de milieu où leur reproduction s'opère, ces plantes inférieures forment jusqu'à quatre ou cinq sortes de cellules primordiales de dimension très-inégale, exigeant, pour germer, des circonstances d'autant plus favorables qu'elles sont plus petites.

Dans les exemples cités plus haut, il semble que la petite portion de protoplasma qui suffit pour reproduire la plante puisse être prélevée n'importe où et n'importe comment, dans l'œuf ou dans la spore. Je crois pouvoir ajouter, en terminant, qu'il ne paraît pas en être ainsi dans tous les cas. La basidiospore des Coprins, par exemple, n'est symétrique que par rapport au plan qui contient son grand axe de figure et son point d'attache (hile), plan qui passe aussi par le centre du pore germinatif (micropyle). Sur la baside, les quatre spores naissent et sont disposées à la maturité, les hiles en dedans, les micropyles en dehors, de manière que leurs plans de symétrie, confondus deux à deux, se croisent à angle droit suivant l'axe de symétrie de la baside. L'ascospore des *Sordaria*, de certains *Chætomium* et d'autres plantes n'est de même symétrique que par rapport à un plan. Dans ce genre de spores, le résultat des mutilations et des fragmentations semble indiquer que les seuls fragments capables de se développer sont ceux qu'on obtient perpendiculairement au plan de symétrie; il paraît indifférent d'ailleurs que la section passe par le grand axe de figure en partageant la spore en deux dans sa longueur, ou qu'elle soit perpendiculaire à cet axe en la divisant en disques transversaux. Cette troisième condition vient alors s'ajouter aux deux qu'il est

(1) Il faut en excepter sans doute ces spores extrêmement petites (spermaties et conidies) que l'on rencontre dans beaucoup d'Ascomycètes et de Basidiomycètes.

nécessaire de remplir, comme nous l'avons vu plus haut, quand la spore est symétrique par rapport à son centre.

Les œufs et les spores étudiés ici étant dépourvus de noyau, il serait très-intéressant de reproduire ces expériences avec des œufs d'animaux. On en retirerait ce double avantage de déterminer le rôle du noyau dans la fragmentation et de généraliser les résultats obtenus ici en les étendant à tous les êtres vivants.

2. — Sur la cause qui provoque la formation des zygospores.

On sait que les zygospores du *Rhizopus nigricans* se produisent dans une atmosphère appauvrie en oxygène, quand la végétation a été suffisamment ralentie et la formation des tubes sporangifères entièrement supprimée par cet appauvrissement. Aussi peut-on les obtenir à volonté par la culture en vase clos (1). Comme on le verra plus loin, c'est dans les mêmes conditions de végétation étouffée que j'ai rencontré les zygospores de l'*Absidia capillata*, et M. Cornu celles que j'ai rapportées à l'*Absidia septata*.

J'ai eu, pendant l'automne de 1875, l'occasion d'étudier de nouveau les circonstances de production des zygospores du *Sporodinia grandis*, et de réaliser sur ce sujet quelques expériences comparatives. Elles démontrent, ce que j'avais déjà nettement indiqué dans mon second mémoire (2), que c'est aussi à la raréfaction de l'oxygène dans l'atmosphère ambiante que les zygospores de cette plante doivent leur formation.

Trois chapeaux d'*Agaricus campestris* ensemencés de *Sporodinia grandis* sont placés, l'un dans un flacon traversé de bas en haut par un courant d'air humide, le second dans un flacon bouché, le troisième sur un verre de montre au fond d'une soucoupe de porcelaine couverte d'un disque de verre.

Sur le premier, il ne se forme que des sporanges, sans zygospores ; sur le second, que des zygospores, sans sporanges.

Dans la troisième culture, le chapeau ne porte que des zygo-

(1) Voy. *Ann. des sc. nat.*, 6e sér., Bot., t. 1, p. 81.
(2) *Loc. cit.*, p. 89.

spores, mais de sa périphérie rayonnent en tous sens de longs filaments simples qui viennent ramper sur le bord de la soucoupe et s'y élèvent jusque vers le disque de verre pour venir en quelque sorte humer l'air qui passe par l'interstice; là ils se bifurquent plusieurs fois de suite dans des plans rectangulaires et terminent chacune de leurs branches par un sporange bleu ardoisé. Il se fait donc ainsi tout autour du bord blanc de la soucoupe, là même où l'air y pénètre sous le disque de verre, une couronne bleuâtre continue, exclusivement formée de touffes de sporanges serrés; un large espace, vide de fructifications, sépare cette couronne de la région centrale occupée par la plante nourricière couverte de zygospores. Dans cette troisième culture, comme dans les deux premières, la dissociation des deux sortes de corps reproducteurs est complète et l'expérience aussi frappante que possible.

Appuyé sur ces expériences comparatives et sur les exemples qui précèdent, je crois pouvoir conclure que, sur une plante d'ailleurs abondamment nourrie, c'est l'appauvrissement de l'oxygène de l'air et le ralentissement qui en résulte dans la combustion respiratoire qui déterminent l'apparition des zygospores ou des azygospores. Dans ces conditions de nutrition complète, tant que l'air ambiant conserve sa composition normale, la plante ne forme que des sporanges et des spores; elle *se multiplie* avec profusion. A mesure que la proportion d'oxygène diminue, la production des sporanges se ralentit. Enfin, quand la pression de l'oxygène dans l'atmosphère arrive à descendre au-dessous d'une certaine valeur qu'il serait important de déterminer avec précision, la plante, supposée encore abondamment pourvue de protoplasma, ne peut plus former de sporanges; elle consacre alors tout son protoplasma à produire des zygospores ou azygospores; elle *se conserve* (1). On dirait que, se sentant menacée et sur le point

(1) Les expériences de M. P. Bert permettent de penser que le même résultat serait amené si la pression de l'oxygène dans l'air ambiant allait croissant à partir d'un cinquième d'atmosphère. La production des sporanges irait

de périr étouffée, la plante tient à assurer la conservation de son espèce en formant des spores durables, capables de résister aux conditions nuisibles qui vont l'anéantir elle-même et d'attendre des jours meilleurs.

L'oxygène n'étant d'ailleurs, à tout prendre, que l'un des éléments constituants du milieu nutritif nécessaire à la vie de la plante, il se peut que le même résultat puisse être amené par la diminution en deçà d'une certaine limite de l'un quelconque des autres éléments essentiels de ce milieu. De sorte que la conclusion précédente pourrait peut-être s'énoncer sous une forme plus générale en disant : Ce qui détermine la formation des zygospores sur un mycélium encore pourvu d'une suffisante quantité de protoplasma assimilé, c'est l'appauvrissement du milieu nutritif en un ou plusieurs de ses éléments, appauvrissement qui met en danger l'existence même de la plante. Mais je n'indique cette généralisation que sous toutes réserves.

3. — Sur le mode de germination des zygospores et des spores.

Comme on le verra plus loin, les zygospores de l'*Absidia capillata* germent, suivant les conditions, de deux manières différentes. Dans l'air humide, elles forment une arcade sporangifère; dans un milieu nutritif, elles produisent un mycélium qui, selon les circonstances d'aération où il se trouve placé après son développement, donne, soit des tubes sporangifères, soit de nouvelles zygospores. M. Brefeld a obtenu les mêmes résultats avec les zygospores du *Sporodinia grandis* (1).

Les spores, soumises à cette même différence de conditions,

d'abord diminuant jusqu'à cesser tout à fait; après quoi, quand la pression de l'oxygène aurait dépassé une certaine limite, la plante, sur le point de périr, formerait des zygospores. Dans son action sur le développement des fructifications des Mucorinées, comme dans toutes les autres influences qu'il exerce sur les êtres vivants, l'oxygène offrirait donc trois pressions à considérer : une limite inférieure, un optimum de pression qui correspond sans doute à un cinquième d'atmosphère, et une limite supérieure. Autour de l'optimum se développent les fructifications asexuées, les spores; au voisinage des deux limites, les fructifications sexuées, les zygospores.

(1) *Botanische Zeitung*, 17 et 24 décembre 1875.

se comportent de la même manière, eu égard à leur plus faible dimension. Ainsi les grosses spores du *Mortierella reticulata*, par exemple, germent dans l'air humide en tubes sporangifères, dans un liquide nutritif en mycélium.

Dans tous les cas de germination connus jusqu'ici, on avait toujours vu la spore produire un mycélium et la zygospore un tube sporangifère, sans doute parce qu'on avait toujours placé la première dans un milieu nutritif et la seconde à l'air humide. Dans ce fait constant on avait vu, et il était assez naturel d'y voir l'expression d'une alternance de générations, quelque chose comme ce qui a lieu chez les Muscinées. Cette interprétation ne peut plus subsister aujourd'hui, puisque nous voyons que ce sont les conditions de milieu, et ces conditions seules, qui déterminent le mode de germination des deux corps reproducteurs, la zygospore ne se comportant pas autrement, sous ce rapport, que la spore elle-même ; puisque nous savons aussi que ce sont les conditions de milieu, et ces conditions seules, qui déterminent sur le mycélium, qu'il provienne d'ailleurs d'une spore ou d'une zygospore, la formation de l'une ou de l'autre espèce de corps reproducteurs.

A part la question d'origine et à ne considérer que le développement ultérieur, la zygospore ne paraît donc différer de la spore que par la masse plus grande de protoplasma qu'elle renferme, et par la manière dont ce protoplasma y est protégé contre les influences nuisibles du milieu extérieur, ce qui lui permet de traverser impunément une beaucoup plus longue période de repos.

4. — Sur la différenciation morphologique du mycélium

On sait que chez un grand nombre de Mucorinées, les longs tubes ramifiés qui composent le mycélium portent çà et là, sur leurs flancs, des rameaux courts divisés en un pinceau de grêles ramuscules, souvent séparés du tube par une cloison, et regardés, à juste titre, comme le principal organe d'absorption du mycélium ; on les compare volontiers à des racines, et on les nomme fréquemment rameaux radicellaires. Mais c'est

plutôt à des feuilles qu'à des racines qu'ils correspondent morphologiquement, comme le montre l'observation suivante faite sur deux espèces de *Mucor*, notamment sur le *Mucor circinelloides*, espèce que j'ai déjà signalée ailleurs (1). D'après des expériences récentes et encore inédites de M. Gayon, ce *Mucor circinelloides* partage avec le *Mucor racemosus* et quelques autres (notamment le *Mucor spinosus*) la propriété de provoquer la fermentation alcoolique de la glycose.

Dans ces deux plantes, chacun des rameaux divisés en pinceau qui alternent en ordre distique sur les branches principales, produit à sa base, sur le court tronçon compris entre le tube et la cloison, une protubérance qui se développe généralement en un tube mycélien, mais avorte quelquefois, et quelquefois aussi se dresse en un tube sporangifère (fig. 3). Le plus souvent toutes ces branches nouvelles naissent sur le côté supérieur du rameau, c'est-à-dire sur le côté tourné vers le sommet de la branche mère; j'en ai vu cependant çà et là qui provenaient de la face inférieure.

Cette ramification axillaire porte à faire accorder à l'organe sous-jacent la valeur morphologique d'une feuille bien plutôt que celle d'une racine. Ces sortes de feuilles sont disposées en ordre distique, et dans leur aisselle supérieure la branche paraît naître, non pas de la tige, il est vrai, mais de la base de la feuille elle-même. Il faut remarquer cependant que c'est au-dessous de la cloison qu'elle se forme, dans une région qui est en continuité avec la tige et qu'on peut et doit regarder comme encore lui appartenant.

II

TRIBU DES PILOBOLÉES.

Comme on l'a vu par le tableau résumé de la page 314, les Pilobolées ont, en commun avec les Mucorées, la présence d'une columelle dans le sporange toutes les fois qu'il est multisporé, l'absence de stylospores, et aussi la nature du mycélium.

(1) *Nouvelles Recherches sur les Mucorinées* (*loc. cit.*, p. 94).

qui est composé, de part et d'autre, de filaments généralement gros et non anastomosés. Elles en diffèrent surtout par la manière dont le sporange s'y ouvre à la maturité pour mettre ses spores en liberté (1). C'est ce mode de déhiscence, déterminé par la structure même du sporange, que je me propose de préciser tout d'abord ; après quoi, prenant à part le genre *Pilobolus*, j'en ferai connaître trois espèces nouvelles.

Qu'il soit projeté par la brusque rupture du tube renflé qui le porte, comme dans les *Pilobolus*, ou soulevé par la lente élongation du filament grêle qu'il termine, comme dans les *Pilaira*, le sporange a la même structure, et à la maturité il s'ouvre de la même façon.

Effilé en pointe mousse tant que dure son accroissement terminal, le filament fructifère se renfle bientôt, au sommet, en une sphère où vient s'accumuler un protoplasma spécial, facile à distinguer du protoplasma général du tube par plusieurs caractères, notamment par les cristalloïdes de mucorine et le suc cellulaire que ce dernier renferme et dont il est dépourvu : c'est le protoplasma sporigène. Ce renflement sphérique ne tarde pas à se séparer du tube par une cloison qui ferme le sporange, et qui, relevée en une columelle plus ou moins haute, suivant les genres et les espèces (2), affecte toujours dès l'origine, ici comme chez les Mucorées, la forme qu'on lui voit à la maturité (3).

(1) En laissant de côté, bien entendu, l'appareil de conjugaison que j'ai décrit dans le *Pilaira*, mais qui est encore inconnu chez le *Pilobolus*.

(2) Par exemple, elle est simplement bombée en verre de montre dans le *Pilobolus roridus*, tandis que dans le *Pilobolus œdipus* elle est renflée en toupie étranglée et traverse tout le sporange jusqu'à venir presque toucher la membrane au sommet. Elle présente un développement intermédiaire dans le *Pilobolus crystallinus* et deux autres espèces que nous décrirons plus loin.

(3) Déjà, au sujet de la forme et du rôle de cette cloison, il s'est produit des opinions très-divergentes. Corda la croyait toujours plane, et donnait précisément à sa petite famille des Pilobolées pour caractère distinctif, vis-à-vis de celle des Mucorinées, de n'avoir pas de columelle (*Icones Fungorum*, V, p. 18). Pour M. Cohn, elle est plane au début, mais se relève plus tard avec élasticité, et détermine ainsi à la fois la déhiscence du sporange et sa projection (*Nova Acta Acad. nat. curios.*, XXIII, 1851, p. 516 et 517). M. Currey a adopté la même manière de voir (*Proceedings of the Linnean Society*, 1856, t. I, p. 163). C'est

Enfermé désormais entre la columelle et la membrane du sporange, le protoplasma sporigène ne tarde pas à se séparer en deux substances : l'une, granuleuse (protoplasma sporaire), se condense en un grand nombre de portions de forme déterminée dans chaque espèce, bientôt enveloppées chacune d'une membrane de cellulose et qui sont autant de spores; l'autre, hyaline et de consistance gélatineuse (protoplasma intersporaire, epiplasma), occupe tous les interstices laissés entre les spores et tout l'intervalle qui les sépare de la membrane du sporange et de la columelle. La genèse des spores s'accomplit donc ici, comme chez les autres Mucorinées, par formation libre. La couche continue de matière interstitielle qui revêt ainsi la masse des spores est très-mince dans l'hémisphère supérieur du sporange, et contre la columelle chez les *Pilobolus;* elle doit en effet y rester sans emploi. Elle est généralement assez épaisse, au contraire, dans la zone inférieure du sporange, et contre la columelle chez les *Pilaira*, c'est-à-dire là précisément où elle a, comme nous le verrons tout à l'heure, un rôle important à jouer. Quelquefois, cependant, elle est très-mince dans toute son étendue chez les *Pilobolus*, circonstance qui entraîne des conséquences physiologiques défavorables à la plante (1).

aussi l'avis de M. Klein, auteur d'un travail très-récent et fort étendu sur le genre *Pilobolus*, mais avec cette différence que, suivant lui, le relèvement de la cloison, déjà commencé pendant la formation des spores et se continuant après, se borne à rompre circulairement la membrane du sporange à sa base et à en soulever un peu le contenu ; la projection a lieu ensuite et par une autre cause (*Jahrbücher für wissensch. Botanik*, 1872, t. VIII, p. 319, 322 et 324). Cependant, dès l'année 1861, Coemans avait combattu l'opinion de M. Cohn, après s'être assuré que, comme il a été dit plus haut, « la cloison affecte la forme conique dès sa naissance » (*Mémoires couronnés par l'Académie de Bruxelles*, t. XXX, p. 24 et 42). La columelle ne saurait donc jouer un rôle actif, ni dans la déhiscence du sporange, ni dans sa projection chez les *Pilobolus*. Nous aurons à revenir plus tard sur ce point.

(1) M. Currey a observé cette couche périphérique gélatineuse, mais il l'a regardée comme étant la membrane propre du sporange. Pour lui, la calotte noire est une sorte de voile partiel, étranger au sporange et qui s'en détache comme un doigtier (*loc. cit.*, p. 163). Coemans l'a entrevue et a bien compris qu'elle est intérieure à la membrane propre du sporange ; mais la considérant

Pendant que les spores se forment ainsi dans son intérieur, la membrane du sporange se modifie à son tour. Elle s'imprègne d'abord, dans toute son étendue, d'acide oxalique produit dans le sporange pendant la genèse des spores. Cet acide s'y combine avec la chaux et y cristallise en forme de fines aiguilles qui incrustent la membrane et en hérissent la surface. Bientôt après la cellulose elle-même se transforme. Dans l'hémisphère supérieur, elle se cuticularise et en même temps se colore progressivement de haut en bas en noir bleu ou violacé. La cuticularisation s'arrête brusquement le long d'un cercle situé un peu au-dessous de l'équateur du sporange; la coloration noire s'étend souvent jusqu'à cette limite, mais parfois elle cesse un peu plus haut en s'affaiblissant, de manière que la calotte cuticularisée se trouve bordée d'une bande incolore. Dans tout le reste de la membrane externe, c'est-à-dire dans la zone comprise entre le cercle limite de cuticularisation et le cercle d'attache de la columelle, zone d'autant plus large que ce dernier est plus étroit, la cellulose se change au contraire en un produit incolore et soluble dans l'eau : elle permet donc d'aper-

comme « une pellicule fine et transparente qui enveloppe étroitement la masse des spores » (sporochlamyde), et qui n'est autre, suivant lui, que l'utricule primordiale, il n'en a compris ni les propriétés physico-chimiques, ni le rôle dans la déhiscence du sporange et dans la dissémination des spores (*loc. cit.*, p. 22). M. Klein l'a assez exactement décrite ; c'est à tort cependant qu'il la regarde comme une *membrane* (*Sporenhülle*) distincte à la fois de la membrane du sporange qu'elle touche par son contour externe, et des spores contre lesquelles elle applique intimement son contour interne, membrane dont l'origine lui demeure d'ailleurs parfaitement inconnue (*loc. cit.*, p. 326). Comme il a été dit plus haut, cette couche gélatineuse n'est pas une membrane ; elle n'est pas limitée du côté des spores par un contour distinct, mais pénètre au contraire entre les spores jusqu'au centre de leur masse ; elle n'est pas autre chose que la zone périphérique de la substance intersporaire, substance que, dès 1851, M. de Cesati paraît avoir aperçue, quand il a dit de son *Pilobolus anomalus* (notre *Pilaira Cesatii*) : « sporidia oblonga in muco quoddam nidulantia (*) » Dès que cette couche est mise à nu, le sporange est donc ouvert. Après avoir étudié avec soin cette matière interstitielle dans le sporange du *Mucor Mucedo*, M. Brefeld en a méconnu l'existence dans les *Pilobolus*, ce qui l'a conduit, comme nous le verrons plus loin, à comprendre inexactement le mode de déhiscence du sporange de ces plantes (*Botanische Untersuchungen über Schimmelpilze*, 1872, t. I, p. 27).

cevoir les spores par transparence (1). Quant à la cloison relevée en columelle qui forme le fond du sporange, elle ne s'incruste pas d'oxalate de chaux, et la cellulose, ou bien y conserve ses propriétés, ou bien s'y cuticularise légèrement en même temps qu'elle se colore faiblement en noir bleu (2).

Ainsi constitué, le sporange est mûr (fig. 7, 14 et 19). Pour étudier sa déhiscence, il faut placer un tube fructifère entier sur le porte-objet, le couvrir d'une lamelle, et y faire arriver une goutte d'eau en observant ce qui se passe au moment même du contact. Tout d'abord l'eau, pénétrant à travers la zone inférieure non cuticularisée et seule perméable de la membrane, gonfle la couche gélatineuse, qui, précisément dans cette région,

(1) Avant la maturité, c'est-à-dire avant l'achèvement de cette double transformation, une traction exercée avec une aiguille sur le sommet du sporange détermine, dans sa membrane hétérogène, une déchirure le long du cercle limite de cuticularisation. La calotte cuticularisée se sépare, entraînant le plus souvent avec elle la masse des spores, tandis que la zone inférieure incolore demeure adhérente au tube fructifère et forme autour de la columelle une cupule granuleuse plus ou moins rabattue.

(2) Méconnue par Corda, déjà nettement signalée en 1851 par M. de Cesati dans la courte, mais très-exacte description qu'il a donnée de son *Pilobolus anomalus* (notre *Pilaira Cesatii*) (*Herb. mycolog. Klotschii*, n° 1542), cette hétérogénéité de la membrane du sporange a été constatée plus tard chez les vrais *Pilobolus* par Coemans (*loc. cit.*, p. 23 et 24). Ces auteurs n'y ont vu, il est vrai, qu'une différence de coloration et de transparence ; la cuticularisation de la calotte (*membrane supérieure* de Coemans) et la diffluence de la zone annulaire (*membrane médiane* de Coemans), c'est-à-dire précisément les caractères les plus importants au point de vue physiologique, leur ont également échappé. Il n'est pas moins singulier que cette hétérogénéité de structure ait été méconnue de nouveau par les auteurs les plus récents : MM. Klein et Brefeld. Pour M. Klein, la membrane tout entière se cuticularise et se colore jusqu'au cercle d'insertion de la columelle, où elle se rompt circulairement à la maturité sous l'influence de la pression intérieure exercée par le relèvement de la cloison columellaire (*loc. cit.*, p. 322). Il nie formellement l'existence de la zone inférieure (p. 326) ; par sa prompte diffluence dans l'eau, elle lui a échappé. Pour M. Brefeld, la cuticularisation porte aussi sur toute la membrane, « à l'exception de la ligne circulaire d'insertion sur le tube fructifère, qui se gonfle fortement, puis diffiue » (*loc. cit.*, p. 27). Cette opinion est doublement inexacte en ce que, méconnaissant aussi la zone inférieure de la membrane, qui diffiue sans gonflement, elle attribue à la ligne d'insertion de cette membrane la propriété de se gonfler d'abord et de se dissoudre ensuite, propriété qui réside effectivement dans la substance interstitielle.

possède, nous l'avons vu, sa plus grande épaisseur. Il en résulte aussitôt, vers le milieu de la hauteur de cette zone, une déchirure circulaire dont les bords se recourbent en dehors, se recroquevillent, et presque en même temps se dissolvent dans l'eau ambiante en y éparpillant les aiguilles ou les granules d'oxalate de chaux qui les incrustaient (fig. 20). Souvent même, au contact de l'eau, la dissolution de la zone membraneuse est instantanée, non précédée de déchirure et de reploiement des bords; ses spicules calcaires demeurent alors adhérents à la couche gélatineuse gonflée. Depuis le cercle limite de cuticularisation jusqu'au cercle d'insertion de la columelle, la membrane a donc entièrement disparu, laissant à sa place dans le sporange une large ouverture annulaire, qui laisse voir les spores enveloppées d'un bourrelet gélatineux. Si ce bourrelet se prolonge au-dessus de la columelle, comme dans les *Pilaira*, en se gonflant il soulève lentement la masse des spores avec la calotte noire qui la recouvre et qui est libre désormais de toute attache avec le tube fructifère; par là l'ouverture du sporange se trouve encore agrandie. Mais ce n'est là, en quelque sorte, qu'un premier temps dans la dissémination des spores. L'action de l'eau continuant, le bourrelet gélatineux se dissout peu à peu et la masse des spores se trouve dénudée latéralement; alors la substance intersporaire se gonfle à son tour progressivement en écartant les spores, puis enfin se dissout en les dissociant.

Si la couche gélatineuse est extrêmement mince dans toute la périphérie du sporange, ou manque complétement, comme cela arrive quelquefois chez les *Pilobolus*, la dissociation des spores est beaucoup plus rapide. Après avoir dissous la zone membraneuse, l'eau agit en effet directement sur la substance intersporaire qu'elle distend fortement en tout sens; la masse des spores fait donc hernie à travers l'ouverture annulaire et dépasse beaucoup le bord de la calotte cuticularisée qu'elle soulève en même temps, ce qui n'a pas lieu dans le premier cas; bientôt enfin elle se désagrége, et les spores sont mises en liberté.

On comprend bien alors l'utilité de la matière gélatineuse péri-

phérique et la raison d'être de son mode de distribution habituel. Une fois la déhiscence opérée, cette couche empêche l'eau d'arriver directement à la substance intersporaire et de désunir les spores trop tôt, c'est-à-dire avant la projection du sporange chez les *Pilobolus*, ou son entier soulèvement chez les *Pilaira;* elle protége ainsi les spores et retarde leur dissémination.

Telle est, dans ses trois phases successives, l'une rapide et presque instantanée, la déhiscence du sporange, les deux autres fort lentes, la dénudation de la masse des spores et sa désagrégation, l'action de l'eau sur le tube fructifère mûr des Pilobolées, quand ce tube est placé entre les deux verres du porte-objet, c'est-à-dire dans des conditions où ne peut se produire ni la projection caractéristique des *Pilobolus*, ni l'élongation propre aux *Pilaira*.

On voit les choses se passer tout autrement si l'on observe pendant quelque temps un tube fructifère mûr placé à sec sur le porte-objet. Dans la région inférieure du sporange, où la membrane est perméable, la matière gélatineuse interstitielle perd de l'eau; elle se contracte donc à la fois latéralement en entraînant avec elle la zone incolore de la membrane qui devient concave, tandis que la calotte noire conserve sa forme et son diamètre, et de haut en bas en abaissant cette calotte qui vient coiffer et cacher le segment inférieur rétréci. Si le tube fructifère est fortement renflé au-dessous du sporange (*Pilobolus*), la calotte appuie son bord inférieur sur le renflement qu'elle couronne d'un hémisphère noir et rigide. Si le tube fructifère n'est pas renflé (*Pilaira*), la calotte ne trouve pas à s'appuyer, et le sporange prend la forme d'une cupule renversée, ou d'une cloche qui coiffe le sommet du tube, dilaté ici en apophyse au-dessous de l'insertion de la columelle (1).

(1) Cette forme de cupule renversée, que le sporange des *Pilaira* prend en se desséchant, a été, dès 1861, très-nettement décrite par M. de Cesati sur son *Pilobolus anomalus* (*Pilaira Cesatii*), dans les termes suivants : « Segmentum » superius capituli nigrescit atque intumescit, donec aterrimo colore fucatur; ast » minime solvitur ab utero, sed huic arcte adglutinatum, excipuli obversi modo » pro parte ipsum uterum amplectitur, glandem simulans cum cupula sua, sed » inverso modo. » (*Loc. cit.*)

Sachant maintenant comment le sporange mûr se comporte sous l'influence de l'eau et de la dessiccation, nous comprendrons facilement ce qui se passe dans les diverses circonstances naturelles. Si le milieu est suffisamment humide, le tube fructifère se couvre, on le sait, de gouttelettes d'eau expulsées à travers sa membrane. L'une de ces gouttelettes, venant à toucher la région inférieure du sporange, en provoque aussitôt la déhiscence par le mécanisme expliqué plus haut. Si le milieu est trop sec, les choses se passent comme il a été dit en second lieu, c'est-à-dire que, sans s'ouvrir, le sporange se contracte et s'affaisse, le segment inférieur, incolore et flexible, se plissant et rentrant pour ainsi dire dans la calotte supérieure noire et cuticularisée. Il demeure en cet état jusqu'à ce que l'eau intervienne; il se gonfle alors, reprend d'abord sa forme et son volume primitifs, puis enfin s'ouvre de la manière indiquée (1).

(1) Les anciens auteurs, jusques et y compris Coemans, n'ont pas même songé à étudier le mode de déhiscence du sporange des Pilobolées. Ils ne connaissaient que les *Pilobolus*, et toute leur attention s'y concentrait sur la projection du sporange, phénomène plus frappant, plus facile à observer que la déhiscence et qui semblait même devoir la rendre inutile. Elle a été, dans ces dernières années, distinguée pour la première fois, mais décrite de diverses manières toutes plus ou moins inexactes, par M. Klein, M. Brefeld et moi. Nous avons déjà vu que, d'après M. Klein, la membrane du sporange, cuticularisée dans toute son étendue, se rompt circulairement à sa base et se soulève sous l'influence de la pression exercée par le relèvement de la cloison columellaire. Mais pour lui cette rupture n'est pas une déhiscence; le sporange, désormais simplement posé sur la columelle et coiffé par sa calotte noire, demeure complètement fermé par la membrane enveloppe des spores (*Sporenhülle*). Plus tard seulement, après la projection, il s'ouvre lentement dans l'eau par le gonflement et la dissolution de cette enveloppe (*loc. cit.*). — M. Brefeld, qui a connu et signalé en passant sous le nom de *Pilobolus Mucedo* une espèce de *Pilaira*, s'est fondé sur cette observation pour distinguer avec soin chez les *Pilobolus* la déhiscence d'avec la projection. Mais en méconnaissant ici la présence et le rôle: 1° de la substance intersporaire déjà observée par plusieurs auteurs et étudiée par lui-même chez les *Mucor*, 2° de la couche gélatineuse externe signalée par M. Klein; 3° de la zone membraneuse incolore déjà décrite par M. de Cesati et par Coemans; en attribuant en outre à la ligne d'insertion de la membrane le pouvoir de se gonfler avant de se dissoudre, ce botaniste a mal compris le mode de déhiscence, ce qui l'a conduit à formuler en termes qui ne peuvent pas subsister la différence générique entre le *Mucor* et le *Pilobolus* (*loc. cit.*, p. 27). — Dans mon second mémoire, enfin, après avoir insisté sur la distinction

Dans les *Pilobolus*, on le sait, le sporange mûr ne tarde pas à être projeté au loin par une brusque rupture du tube fructifère renflé, s'opérant au sommet du renflement, le long d'une ligne circulaire située immédiatement au-dessous du cercle d'attache de la columelle ; celle-ci se détache donc avec le sporange dont elle continue à former la paroi inférieure. Si à ce moment il se trouve déjà largement ouvert, comme c'est le cas le plus fréquent lorsque le milieu est suffisamment humide, le sporange adhère fortement par son bourrelet gélatineux aux corps étrangers contre lesquels il est lancé (1). S'il est encore fermé, il retombe sur le sol, où il s'ouvre plus tard sous l'influence de l'humidité.

Dans les *Pilaira*, le sporange mûr est soulevé au contraire à une assez grande hauteur par la rapide élongation du filament grêle qui le porte. S'il se trouve ouvert à ce moment et qu'il vienne à heurter quelque corps étranger, il s'y fixe par le bourrelet gélatineux, qui se prolonge ici entre la masse des spores et la cloison columellaire et se gonfle plus fortement que chez les *Pilobolus*, tandis que le tube, avec la columelle ainsi détachée du sporange, se fane et disparaît. Le même résultat physiologique se trouve ainsi atteint que chez les *Pilobolus*, mais avec moins de force et par une voie différente. Si le sporange est demeuré fermé et contracté en cloche, le tube, en se fanant,

à établir entre le mode de déhiscence du sporange, caractère commun à toutes les Pilobolées, et sa projection, phénomène particulier aux seuls *Pilobolus*, j'ai séparé génériquement les *Pilaira* des *Pilobolus* et constitué avec ces deux genres la tribu des Pilobolées. En ce qui concerne la déhiscence elle-même, sans l'étudier en détail, j'ai cru pouvoir attribuer à la zone inférieure incolore et non cuticularisée de la membrane le pouvoir de se gonfler avant de diffluer ; j'y rattachais comme lui appartenant la couche gélatineuse en contact avec elle et que nous avons vue plus haut n'être que la partie externe de la substance interstitielle (*loc. cit.*, p. 41-50). De là une explication un peu fautive que le présent travail a pour objet de rectifier. Il y a donc lieu de modifier un peu les termes de la caractéristique de la tribu des Pilobolées, et ce changement a été introduit dans le tableau reproduit en tête du présent mémoire.

(1) Coemans signale, il est vrai, en passant, l'existence de cette matière gélatineuse : « La nature, dit-il, a pourvu le sporange d'un enduit collant qui lui permet de s'attacher aux corps sur lesquels il tombe » (*loc. cit.*, p. 53). Mais il n'en a reconnu ni l'origine, ni la situation.

le ramène à la surface du sol, où il s'ouvre plus tard sous l'action de l'eau.

En résumé, la dissémination des Pilobolées comprend quatre phases distinctes qui se succèdent ordinairement ainsi : 1° déhiscence de la membrane; 2° mise en liberté du sporange; 3° dénudation de la masse des spores; 4° dissociation des spores. Mais la seconde de ces phases, par laquelle seule les *Pilobolus* diffèrent des *Pilaira*, peut aussi devenir la première.

PILOBOLUS Tode.

Pilobolus crystallinus **Tode (fig. 4-5). — *Pilobolus Kleinii*, sp. nov. (fig. 6-10). *Pilobolus longipes*, sp. nov. (fig. 11-15). — *Pilobolus nanus*, sp. nov. (fig. 16-22).**

Dans mon second mémoire (1), après avoir établi par une série de cultures en grand et en cellule que, contrairement à l'opinion récemment émise par M. Klein, le *Pilobolus œdipus* Montagne et le *Pilobolus crystallinus* Tode sont bien réellement deux espèces distinctes, j'ai étudié et décrit avec soin le *Pilobolus roridus*, espèce signalée dès 1788, par Bolton, sous le nom de *Mucor roridus*, mais dont l'existence était encore très-contestée et qui se trouve identique avec celle que M. Klein a décrite sous le nom de *P. microsporus*. Le nombre des vrais *Pilobolus*, désormais bien caractérisés, se trouvait ainsi porté à trois : *P. œdipus*, *P. crystallinus*, *P. roridus*.

A ces trois espèces je puis aujourd'hui en ajouter trois autres : les deux premières ont été rencontrées abondamment en août et septembre 1875, sur le crottin de cheval; la troisième, plus rare, a été observée en juillet 1877, sur des excréments de rat. Mais avant de les décrire, il est nécessaire de tracer d'abord, avec plus de précision qu'il n'a été fait jusqu'ici, les caractères du *P. crystallinus*, celle des trois espèces actuellement connues dont les deux premières se rapprochent le plus.

Pilobolus crystallinus Tode (fig. 4-5). — Issu d'un bulbe ou réservoir nutritif globuleux ordinairement caché dans le sol,

(1) *Loc. cit.*, p. 42.

atteignant une longueur de 5 à 7 millimètres, le tube fructifère du *P. crystallinus* a son renflement supérieur ovoïde séparé du sporange par une columelle conique et teintée de noir bleu (1). Un réseau blanc à mailles le plus souvent hexagonales orne la région supérieure de l'hémisphère cuticularisé; il y a un hexagone au sommet et six autres hexagones adossés en couronne autour du premier, avec leurs côtés libres arrondis vers le bas (fig. 4). Quelquefois le polygone central a quatre, cinq, sept ou huit côtés. Ce système régulier de lignes blanches, respectées par la coloration qui frappe tout le reste de l'hémisphère cuticularisé, est tout à fait caractéristique pour cette espèce (2). Les spores, isolément d'un jaune très-pâle, en masse d'un jaune sale et verdâtre, sont ovales, aplaties latéralement en cylindre, sensiblement égales dans le même sporange et mesurant $0^{mm},008$ à $0^{mm},010$ sur $0^{mm},005$ à $0^{mm},006$ (fig. 5).

A l'œil nu, la faible coloration des spores; au microscope, leur forme, leur dimension et le réseau blanc sur la calotte noire, font donc aisément reconnaître le *P. crystallinus*.

(1) La coloration noirâtre de la columelle du *P. roridus* n'est donc pas un caractère spécifique, comme j'avais cru pouvoir l'admettre dans mon second mémoire.

(2) Coemans a observé pour la première fois et exactement décrit ce réseau, mais il n'y a vu qu'un caractère inconstant et sans valeur diagnostique : « Il est remarquable, dit-il, que ces dessins ne se produisent pas régulièrement chaque année. En 1859, par un été chaud, ils ornaient tous les globules de *P. crystallinus* que j'observai; en 1860, l'été étant froid et humide, je ne les trouvai que très-rarement et toujours faiblement indiqués » (*loc. cit.*, p. 23). Ayant observé autrefois un réseau analogue sur plusieurs exemplaires que j'ai cru pouvoir identifier avec le *P. œdipus*, tandis que cette espèce n'en porte pas d'ordinaire, j'ai partagé dans mon second mémoire l'opinion de Coemans sur l'inconstance de ce caractère (*loc. cit.*, p. 54). Mais depuis que mon attention s'est portée sur lui, j'ai retrouvé ce réseau sur tous les sporanges du *P. crystallinus*, et je l'ai vu, tant l'hiver que l'été, s'y conserver par la culture à travers de nombreuses générations. Je pense donc que là où Coemans l'a vu manquer, il avait sous les yeux non le vrai *P. crystallinus*, mais l'espèce suivante, qui en est dépourvue. De mon observation ancienne je crois pouvoir conclure aujourd'hui qu'il existe, à côté du *P. œdipus*, une espèce trapue comme lui et à spores sphériques, mais s'en distinguant, entre autres marques, par un réseau blanc sur la calotte noire, c'est-à-dire comme le *P. crystallinus* se distingue du *P. Kleinii*. Je la nomme *Pilobolus reticulatus*. Mais je dois attendre de retrouver cette espèce pour en tracer définitivement les caractères.

Pilobolus Kleinii (fig. 6-10). — Par le réservoir nutritif ou bulbe dont il procède, également globuleux le plus souvent et caché dans le sol, par sa taille et par la forme de son renflement supérieur, le tube fructifère de cette espèce ressemble à celui du *P. crystallinus*, avec lequel il paraît avoir été jusqu'ici confondu. Colorée aussi en noir bleu, la columelle est conique, souvent un peu étranglée au milieu, ou amincie au sommet en un cylindre étroit, auquel un petit nombre de spores demeurent adhérentes après la séparation artificielle du sporange. L'hémisphère supérieur, cuticularisé et hérissé de verrues creuses, pédicellées comme dans le *P. crystallinus*, présente une coloration noire uniforme. Vivement colorées en jaune orangé, les spores sont ovales aussi, mais renflées latéralement en ellipsoïde, et notablement plus grandes que celles du *P. crystallinus*, mesurant en moyenne 0mm,015 sur 0mm,008. Elles varient, d'ailleurs, de forme et de grandeur. Dans les fruits de taille normale, elles sont toutes ellipsoïdales et de la dimension moyenne sus-indiquée, mesurant 0mm,012 à 0mm,020 de long sur 0mm,006 à 0mm,010 de large. Dans les exemplaires courts que l'on obtient au début des cultures et dans les semis trop serrés, elles sont subsphériques, paraissant sphériques dans certaines positions, et alors de grandeur très-inégale dans le même sporange. Enfin, ces mêmes tubes courts ou de taille intermédiaire offrent parfois dans le même sporange des spores subsphériques, d'autres régulièrement ovales, d'autres ovales très-allongées, d'autres tout à fait difformes, avec les dimensions les plus différentes.

Quelles qu'en soient la forme et la grandeur, les spores ne germent pas dans l'eau et se comportent ainsi comme celles du *P. crystallinus*, et non comme celles du *P. œdipus*. Elles germent promptement dans la décoction de crottin et sur le crottin bouilli. J'ai donc pu cultiver l'espèce en cellule et en grand, et la suivre à travers de nombreuses générations, de manière à m'assurer de la constance de ses caractères. A l'œil nu, la vive couleur orangée de ses spores ; au microscope, leur forme, leur dimension et la coloration homogène de la calotte

cuticularisée permettent de la distinguer aisément du *P. crystallinus*.

C'est, à n'en pas douter, cette espèce que M. Klein a rencontrée et qu'il a étudiée dans le mémoire que nous avons eu déjà plusieurs fois l'occasion de citer. Il a remarqué la diversité de forme et de grandeur des spores, liée à la dimension variable du tube fructifère; mais, entre les termes extrêmes ayant vu des intermédiaires, et du semis des spores ovales issues d'un tube long ayant obtenu des tubes courts à spores subsphériques, il en a conclu avec raison qu'elles appartenaient toutes à une seule et même espèce. Malheureusement, il ne s'en est pas tenu là. Identifiant à tort la forme longue à spores ovales avec le *P. crystallinus* de Tode et de Coemans, et la forme courte à spores subsphériques et inégales avec le *P. œdipus* de Montagne et de Coemans, il a déduit de ses observations que ces deux espèces n'en font qu'une : le *Pilobolus crystallinus* Klein (*loc. cit.*, p. 360). En réalité, M. Klein n'a connu ni le vrai *P. crystallinus* Tode, ni le véritable *P. œdipus* Montagne, et c'est par une double erreur de détermination qu'il a été conduit à cette réunion d'espèces dont mon second mémoire a démontré l'inexactitude sans pouvoir suffisamment en préciser la cause (*loc. cit.*, p. 44). A son insu, l'auteur avait sous les yeux une espèce nouvelle qu'il a méconnue et que je lui dédie en la nommant *Pilobolus Kleinii*.

Pilobolus longipes (fig. 11-15). — Ici le réservoir nutritif, à peine renflé en bulbe au-dessus de la cloison qui le sépare de l'apophyse mycélienne, est au contraire fort allongé et presque cylindrique. Comme le pied globuleux du *P. œdipus*, il est en général extérieur au substratum, à la surface duquel il est couché, ressemblant à un petit ver d'un beau jaune d'or long de 1 $\frac{1}{2}$ à 2 millimètres. En même temps il s'y enracine en divers points, et l'un de ces rameaux radicellaires part du voisinage même du sommet. A cette forme du pied on reconnaît l'espèce avant même qu'elle ait fructifié; j'en tire le nom spécifique : *Pilobolus longipes* (1).

(1) A la maturité du fruit, il s'accumule ordinairement dans ce pied une

Le réservoir nutritif une fois formé, son sommet se développe perpendiculairement au pied en un tube fructifère qui atteint ordinairement 2, souvent 3, et quelquefois jusqu'à 4 et 5 centimètres de hauteur, porte un gros renflement ovoïde large de 1 millimètre et plus, et se termine par un sporange de 1/2 millimètre de diamètre. C'est de beaucoup la plus grande espèce connue du genre. La columelle, largement conique, y est teintée de noir bleu, comme dans les espèces précédentes, et la coloration de l'hémisphère cuticularisé y est uniforme, comme dans le *P. Kleinii*. Les spores, de forme et de dimension bien constantes, sont ellipsoïdales, mais à peine, presque sphériques, paraissant sphériques, par conséquent, dans bien des positions; elles mesurent $0^{mm},012$ à $0^{mm},014$ sur $0^{mm},010$ à $0^{mm},012$. Leur membrane, mince et incolore dans les autres espèces, est ici relativement épaisse, comme cartilagineuse, et teintée, quelquefois très-faiblement, de noir bleu. Leur protoplasma, incolore et homogène vers la périphérie, où il se confond avec le contour interne de l'épaisse membrane, est vivement coloré au centre par des granules jaune orangé. La glycérine le contracte en isolant la membrane; la pression l'expulse en crevant cette membrane élastique, qui reprend aussitôt sa forme primitive. Vues en masse, les spores paraissent vert sombre, parce que la couleur bleue ardoisée des membranes se mêle et se superpose à la couleur jaune d'or des corps protoplasmiques.

J'ai essayé plusieurs fois, mais sans succès jusqu'à présent, de faire germer ces spores et de cultiver la plante sur le crottin ou sa décoction; l'épaisseur de la membrane et sa consistance cartilagineuse expliquent peut-être suffisamment cette grande résistance. Attaquée sans doute et amincie par l'action des sucs digestifs, elle permet aux spores de germer très-promptement dans le crottin de cheval, où, dès le troisième jour, les premières grandes fructifications ont atteint déjà leur complet développement.

grande quantité de gouttelettes d'huile d'un beau jaune orangé. Il se désarticule alors facilement de l'apophyse mycélienne.

A l'œil nu, la forme allongée et la situation externe du réservoir nutritif, ainsi que la grande taille du tube fructifère qui en procède; au microscope, la forme si caractéristique des spores, ainsi que l'épaisseur et la coloration de leur membrane, feront aisément reconnaître le *P. longipes*. Par ses spores subsphériques et la position extérieure du réservoir nutritif, il se rapproche du *P. œdipus*, mais c'est précisément de cette espèce qu'il s'éloigne le plus par sa haute taille et par la résistance de ses spores à la germination. Le contraste des deux noms spécifiques peut servir à rappeler à la fois ces analogies et ces dissemblances.

Pilobolus nanus (fig. 16-22). — Après le géant, le nain. Avec ses tubes fructifères serrés en tapis à la surface du milieu nutritif, hauts à peine d'un millimètre, et couronnés par de petits sporanges jaunes, cette plante fait penser, le matin, bien plutôt à l'un de ces *Mucor* ras et trapus, comme il y en a tant, qu'à un *Pilobolus*. Mais, au milieu du jour, tout a disparu, et l'on retrouve les sporanges jaunes collés aux parois de la cloche de verre qui couvre la culture.

Le mycélium est incolore, et se fait tout d'abord remarquer par la manière dont il produit les tubes fructifères. Çà et là les filaments mycéliens voisins de la surface du milieu nutritif se renflent en fuseaux plus ou moins longs où s'accumule le protoplasma. Par des cloisons, au nombre de deux à six, suivant sa longueur, chacun de ces fuseaux forme une à cinq grosses cellules, qui ne tardent pas à s'allonger sur leur face supérieure en autant de tubes fructifères. Les pieds de ceux-ci sont donc toujours intercalaires dans cette espèce, comme ils le sont souvent dans le *P. roridus* et rarement dans le *P. œdipus;* au moins n'en ai-je pas rencontré qui fussent terminaux. En outre, ils sont généralement associés par deux ou trois, quelquefois isolés, parfois quatre, plus rarement cinq à la file. Quand l'accumulation du protoplasma se fait à la naissance d'une branche, le fuseau est étoilé, et par suite le groupe de tubes fructifères se développe dans trois plans différents.

Le tube fructifère cesse bientôt de s'accroître en se renflant en sphère à son sommet. A l'intérieur de celle-ci, notablement au-dessus de son point d'attache, il se forme une cloison légèrement bombée en verre de montre, qui la partage en deux segments très-inégaux ; le plus grand est le sporange, le plus petit une apophyse, comme dans les *Pilaira*, les *Rhizopus*, les *Absidia*, etc. Immédiatement au-dessous de l'apophyse, le tube se gonfle en une ampoule sensiblement sphérique et de même diamètre que la sphère terminale. Cellule basilaire, tube, ampoule, apophyse et sporange ont leur protoplasma incolore, et l'on y voit, excepté dans le sporange, de petits cristalloïdes octaédriques. Pendant que les spores, unies ensemble par une matière mucilagineuse interstitielle, se forment dans le sporange, sa membrane s'incruste, dans toute son étendue, de fines aiguilles d'oxalate de chaux, incrustation qui se prolonge sur l'apophyse; puis elle se cuticularise sans former de protubérances creuses et se colore uniformément en jaune, mais seulement dans l'hémisphère supérieur, tandis que la zone située entre l'équateur et le cercle d'insertion de la cloison devient diffluente. La cloison elle-même se colore, mais très-faiblement, en jaune. La déhiscence du sporange et sa projection s'opèrent comme à l'ordinaire, la rupture ayant lieu dans l'étranglement profond qui sépare ici la sphère terminale de l'ampoule sous-jacente. Les spores sont incolores, homogènes et de forme sphérique ; elles sont très-petites et mesurent 0mm,0035 à 0mm,0040.

Le mycélium du *P. nanus* offre un caractère plus remarquable encore que le mode de groupement de ses tubes sporangifères ; il produit à l'intérieur du milieu nutritif une seconde espèce de corps reproducteurs. Çà et là, sur une branche dont la continuité avec celles qui portent les tubes sporangifères est facile à mettre en évidence, naissent des rameaux grêles et courts qui se renflent au sommet et en même temps se recourbent en crosse de manière à venir appliquer ordinairement leur tête renflée dans l'aisselle qu'ils forment avec la branche. Le renflement terminal se sépare bientôt par une cloison ; le protoplasma s'y accumule, la membrane s'épaissit, se cuticularise

et se couvre d'épaisses verrues pleines, mais demeure incolore ou se teinte faiblement en jaune. La spore durable ainsi formée mesure $0^{mm},015$ à $0^{mm},020$. Quelque part dans sa courbure, le pédicelle prend une seconde cloison; mais plus bas, sa cavité est en continuité avec celle du tube principal (fig. 22).

Des spores tuberculeuses tout à fait analogues à celles-ci, également portées par des rameaux recourbés et cloisonnés, ont été signalées par MM. Roze et Cornu sur le mycélium d'un *Pilobolus* qu'ils ont cru pouvoir identifier avec le *P. crystallinus* (1). Je n'ai pas pu jusqu'ici les retrouver ni dans le *P. crystallinus*, ni dans aucune des espèces précédemment étudiées. Peut-être MM. Roze et Cornu ont-ils eu sous les yeux une espèce nouvelle rappelant par son port le *P. crystallinus*, et partageant avec le *P. nanus* la propriété de se conserver par des spores durables, nées sur le mycélium à l'intérieur du milieu nutritif.

Cette espèce a été trouvée en juillet sur des excréments de rat. Par le mode d'insertion des tubes fructifères sur le mycélium, par l'absence de coloration du protoplasma, aussi bien dans le mycélium que dans le tube fructifère et dans les spores, par la forme surbaissée de la columelle et la presque sphéricité de l'ampoule, elle se rapproche plus du *P. roridus* que de toute autre. Elle en diffère surtout par sa taille, par la forme et la dimension des spores et par la couleur jaune de la calotte cuticularisée du sporange. Ce dernier caractère permet de distinguer immédiatement cette espèce de tous les autres *Pilobolus* (2).

Nous connaissons donc actuellement six espèces de vrais *Pilobolus* : *P. œdipus*, *crystallinus*, *Kleinii*, *longipes*, *roridus* et *nanus*. Comme on l'a vu plus haut (p. 336, en note), il y a des raisons de croire qu'il en existe d'autres.

(1) *Bulletin de la Société botanique de France*, 1871, t. XVIII, p. 298.

(2) Je n'ignore pas que, dans certaines circonstances, la calotte cuticularisée du sporange du *Pilobolus œdipus* peut ne pas noircir; cela n'est pas rare, par exemple, quand il se développe en masses serrées sur la bouse de vache. Mais alors la membrane ne se colore pas du tout, et c'est aux spores qui les remplissent que les sporanges projetés doivent leur couleur jaune orangée.

La plupart des observations qui précèdent ont été communiquées à la Société botanique de France dans la séance du 26 novembre 1875, sous le titre suivant : *Sur la structure et le mode de déhiscence du sporange des Pilobolées, et sur deux espèces nouvelles du genre* Pilobolus (*P. Kleinii* et *P. longipes*). Un mois plus tard, par la *Botanische Zeitung* des 17 et 24 décembre 1875, où elle occupe deux colonnes, j'ai eu connaissance d'une communication sur les Mucorinées, et en particulier sur les *Pilobolus*, présentée le 20 juillet 1875 à la Société des naturalistes de Berlin par M. Brefeld (1). Il me paraît nécessaire de présenter ici un court résumé du travail de M. Brefeld et de le faire suivre de quelques observations critiques.

L'auteur traite d'abord brièvement plusieurs questions générales intéressant toutes les Mucorinées, tous les Zygomycètes, comme il les appelle, savoir : le développement du mycélium issu d'une spore primitive ; comment le protoplasma se déplace ensuite dans les tubes mycéliens pour se rendre aux fructifications, en se séparant par des cloisons de toutes les parties devenues inactives ; la nature des spores, extérieures et simples dans les *Chætocladium*, extérieures aussi, mais découpées en articles, dans les *Piptocephalis*, intérieures au contraire, nées dans un sporange, chez les *Mucor*, d'où une division de la classe des Zygomycètes en trois familles : Chætocladiacées, Piptocéphalidées et Mucorinées ; dans ces dernières, le mode de formation des spores par genèse libre et le rôle de la matière interstitielle, la déhiscence du sporange, et enfin l'élongation du tube sporangifère. Puis il dit quelques mots des chlamydospores, et arrive enfin à l'appareil sexué, aux zygospores. Après avoir rappelé que celles du *Piptocephalis* diffèrent de toutes les autres par leur division en trois cellules, deux latérales stériles et une médiane, qui est une spore durable, il traite de leur germination, et c'est ici seulement que commence la partie neuve de son travail.

(1) *Sitzungsberichte der Gesellschaft naturforschender Freunde zu Berlin. Sitzung am* 20 Juli 1875 (*Botanische Zeitung*, p. 834 et 845, 17 et 24 décembre 1875).

Ordinairement, on le sait, la zygospore germe en donnant un tube sporangifère, d'où résulte l'apparence d'une alternance de générations. Mais l'identité du fruit ainsi produit avec ceux qui naissent directement du mycélium a conduit M. Brefeld à se demander si la zygospore ne pourrait pas aussi, dans de certaines conditions, produire un mycélium. Il y a réussi pour le *Sporodinia grandis;* faisant d'abord germer la zygospore dans l'air humide, puis au moment où le tube s'en échappe, la plaçant dans un liquide nutritif, il a vu ce tube s'allonger et se ramifier en un mycélium. Transplanté sur du pain imbibé de moût de bière, ce mycélium s'y est développé et a produit de nouvelles zygospores, et aussi quelques fructifications sporangiales. Il en conclut que la zygospore, non le sporange, est le terme simple et dernier de la sexualité, et qu'il n'y a pas d'alternance nécessaire dans les deux modes de reproduction.

Il cherche ensuite les conditions qui déterminent la formation des zygospores. Ce n'est ni une certaine loi d'alternance qui, après un nombre plus ou moins grand de générations asexuées, ramènerait fatalement le retour d'une génération sexuée, ni l'âge du mycélium dans une génération donnée, ni l'époque de l'année. Ce n'est pas non plus le mode de nutrition seul, dit l'auteur; car, d'une part, c'est en vain qu'il a introduit toutes les modifications imaginables dans le milieu nutritif, et, d'un autre côté, sur le même substratum (du pain imbibé de moût de bière, par exemple), le *Sporodinia* et le *Piptocephalis* forment régulièrement des zygospores, pendant que les *Mucor* n'y développent que des sporanges. Je reviendrai tout à l'heure sur ce point intéressant. Toutes ces circonstances écartées, l'auteur conclut en disant : « Nous devons admettre pour le moment que, chez la plupart des Champignons conjugués, la formation des zygospores dépend de conditions internes encore inconnues (*loc. cit.*, p. 849). » C'est au hasard seul, par conséquent, qu'il faut s'en rapporter pour leur découverte. En attendant, la classification doit être établie sur la fructification asexuée. Pour les Mucorinées, la structure du sporange et des spores, ainsi que le mode de ramification du filament, fourniront les

principaux caractères, et ces caractères ne permettent d'y tracer que deux genres : *Mucor* et *Pilobolus*.

Après ces considérations générales, l'auteur arrive à étudier de plus près ce dernier genre. Il y décrit en quelques mots le mycélium, la structure et le mode de déhiscence du sporange. Il signale ensuite les zygospores d'un *Pilobolus* que, dans son premier mémoire, il avait décrit comme nouveau sous le nom de *P. Mucedo*, et qu'il reconnaît aujourd'hui n'être pas autre chose que le *P. anomalus* publié par M. de Cesati dès l'année 1851. Enfin, il décrit brièvement un *Pilobolus* très-élevé, atteignant jusqu'à 5 centimètres de hauteur, à spores jaunes, très-régulières, à peine ovales, mesurant 0^{mm},012 sur 0^{mm},010, qu'il a rencontré sur le crottin de cheval et qu'il identifie avec le *P. roridus*.

Tels sont les divers points étudiés dans ce travail.

Je me sens, faut-il le dire, assez mal à l'aise pour formuler les quelques remarques que la lecture de cette communication m'a suggérées. L'auteur y garde en effet un silence absolu sur les travaux, déjà quelque peu étendus, que j'ai consacrés à la famille des Mucorinées, et cependant, à la date du 20 juillet 1875, tout au moins pour ce qui concerne les questions générales et la tribu des Pilobolées, mon second mémoire, publié le 13 mai, ne pouvait assurément lui être demeuré inconnu. A vrai dire, je ne sais s'il faut me plaindre de cet *oubli* ou m'en féliciter, M. Brefeld m'ayant donné, il y a quelque temps, un avant-goût de la manière peu courtoise et peu respectueuse de la vérité dont il traite les auteurs quand il daigne les honorer de ses citations (1). Estimant ce genre de conflits peu digne de la science, j'ai cru pouvoir m'abstenir, dans mon second mémoire, de mentionner cette revendication de priorité aussi peu exacte dans le fond que peu convenable dans la forme, à laquelle je me trouvais d'ailleurs avoir répondu par avance (2). Ainsi eussé-je fait aujourd'hui de ce dédaigneux silence, s'il ne m'avait

(1) *Verhandlungen der phys. medic. Gesellschaft in Würzburg*, février 1874, t. VIII, p. 54, en note.

(2) *Ann. des sc. nat.*, 5ᵉ sér., 1873, t. XVII, p. 275.

paru nécessaire de redresser quelques inexactitudes et de dissiper quelques confusions.

Dans la partie générale de la communication de M. Brefeld, tout ce qui précède la germination des zygospores est bien connu, ces diverses questions et plusieurs autres ayant été longuement étudiées dans mes deux mémoires. Je n'aurais donc rien à en dire si l'auteur n'y reproduisait de nouveau plusieurs assertions que je crois avoir démontré être inexactes. Les corps reproducteurs asexués des *Chætocladium* sont en effet des sporanges monospermes, non des conidies exogènes. Ce genre doit donc être placé dans la tribu des Mucorées, à côté du *Thamnidium;* il ne peut, en aucune façon, être considéré comme le type d'une tribu, à plus forte raison d'une famille distincte. Les spores des *Piptocephalis*, comme celles des *Syncephalis*, naissent en chaînettes à l'intérieur de sporanges en doigts de gant, non par fractionnement de rameaux exogènes. Enfin, les zygospores de ces mêmes plantes ne diffèrent pas de celles des autres Mucorinées par leur structure et leur valeur morphologique, mais seulement par la manière dont s'y effectue la pénétration réciproque des deux corps protoplasmiques, et par la position culminante qu'y occupe plus tard le produit de cette pénétration.

La germination des zygospores en mycélium, quand elle a lieu à l'intérieur du milieu nutritif, et les conséquences que ce fait entraîne au point de vue de la prétendue alternance des générations, comme nous l'avons vu plus haut (p. 325), ont été exposées par moi à la Société botanique au sujet de l'*Absidia capillata*, dans sa séance du 14 janvier 1876. C'est quelques jours plus tard seulement, que j'ai eu connaissance, par la *Botanische Zeitung* du 24 décembre 1875, du résultat analogue obtenu par M. Brefeld sur le *Sporodinia grandis*. Comme j'aurais pu, à la rigueur, sans un retard éprouvé par le numéro en question, me trouver, à cette date, informé des observations faites par M. Brefeld, je tiens à dire ici que je me serais, dans ce cas, empressé de les citer en même temps que les miennes, et que j'aurais été heureux de rendre ainsi

la démonstration des faits plus complète, l'unique intérêt de la science étant, à mon avis, non pas que telle ou telle personne ait fait la chose, mais que la chose soit faite.

En même temps j'ai essayé de montrer, comme on l'a vu dans le premier chapitre de ce mémoire, que la formation des zygospores est liée non pas, comme le pense aujourd'hui M. Brefeld, à des propriétés internes encore inconnues, mais à des conditions de milieu qu'on doit s'efforcer de déterminer avec précision.

D'une façon générale, avons-nous dit, les zygospores se produisent quand il y a appauvrissement du milieu nutritif dans quelqu'une des substances qui le composent. Or on peut, en première analyse, distinguer trois choses dans tout milieu nutritif, savoir : 1° l'air, c'est-à-dire de l'oxygène à la pression d'un cinquième d'atmosphère ; 2° l'eau ; 3° l'ensemble des matières solubles, qui sont les aliments proprement dits. Si l'oxygène diminue au delà d'une certaine limite, malgré l'abondance d'eau et d'aliments, il se forme des zygospores, comme nous l'avons montré par l'expérience sur les *Sporodinia* et *Rhizopus*. Si l'eau diminue au delà d'une certaine limite, malgré l'abondance d'air et d'aliments, il pourra s'en produire aussi, et c'est ainsi sans doute que s'explique l'influence de la dessiccation sur ce phénomène, signalée par M. Cornu à la suite de ma communication du 14 janvier 1876 à la Société botanique. Enfin, si quelqu'un des aliments solubles essentiels diminue au delà d'une certaine limite, malgré l'abondance d'air et d'eau, des zygospores prendront encore naissance, et c'est précisément ce qui arrive pour les *Sporodinia* et *Piptocephalis* cultivés sur du pain imbibé de moût de bière dans les observations de M. Brefeld. Ces deux plantes sont en effet parasites, la première des grands Champignons, la seconde des Mucorées et Pilobolées. Outre l'oxygène et l'eau, elles exigent donc une certaine combinaison d'aliments solubles que du pain imbibé de moût de bière, ou tout autre milieu non vivant convenablement préparé, peut bien leur offrir en partie, mais non certainement en totalité, sans quoi

elles ne seraient pas parasites. Au point de vue de quelqu'un tout au moins de ces aliments solubles, elles se trouvent donc placées dans un milieu pauvre, bientôt appauvri au delà d'une certaine limite, et c'est alors qu'y apparaissent les zygospores; tandis que les *Mucor*, trouvant l'abondance de toutes choses dans le même milieu, n'y forment pas de zygospores. Je crois donc que cette observation de M. Brefeld, loin de démontrer que le milieu nutritif est sans influence sur la production des zygospores, comme nous avons dit plus haut qu'il le pense, vient apporter au contraire à la manière de voir que j'expose un nouvel appui.

Assurément cette première analyse ne suffit pas; il faudra préciser davantage et chercher à déterminer dans chaque cas particulier le genre d'appauvrissement qui se montrera le plus efficace. Tout au moins voit-on par là s'ouvrir aux recherches une voie rationnelle, et ce n'est peut-être pas le moment de jeter un cri désespéré, en déclarant qu'il faut s'en remettre au hasard pour la découverte des zygospores.

Dans les Mucorinées à sporange sphérique et polysperme, M. Brefeld n'admet toujours que deux genres : *Mucor* et *Pilobolus*. Il avoue par là ne pas connaître tout au moins les *Mortierella*, qui certainement diffèrent beaucoup plus des *Mucor* et des *Pilobolus* que ceux-ci ne diffèrent entre eux (1).

J'arrive enfin aux *Pilobolus*. Attribuant maintenant la faculté de se gonfler, non plus comme autrefois au cercle d'insertion de la membrane, mais bien à la substance interstitielle, M. Brefeld se rend mieux compte aujourd'hui de la structure et du mode de déhiscence du sporange qu'il n'a fait dans son premier mémoire, comme j'ai dû le faire remarquer dans l'étude qui précède (pages 330 et 333, en note). Mais il admet encore, avec M. Klein, que la membrane se cuticularise et persiste dans toute son étendue, ce qui est inexact, comme nous l'avons vu.

Je constate aussi que M. Brefeld reconnaît aujourd'hui

(1) Plus tard, comme on le verra plus loin, M. Brefeld a étendu ses études aux *Mortierella*.

l'identité du *Pilobolus Mucedo* de son premier mémoire avec le *Pilobolus anomalus* de M. de Cesati, sur lequel j'ai beaucoup insisté trois mois auparavant, et dont j'ai fait le type d'un genre nouveau sous le nom de *Pilaira Cesatii*. Il a trouvé et fait germer les zygospores de cette plante. Je les avais décrites et figurées dans mon mémoire, sans en observer, il est vrai, la germination, mais par contre en en suivant en cellule tous les premiers développements.

Enfin, pour ce qui est de ce grand *Pilobolus* signalé aujourd'hui par M. Brefeld, et qu'il identifie avec le *P. roridus*, je crois pouvoir affirmer que ce n'est pas le *Mucor roridus* de Bolton (*Pilobolus roridus* de Persoon, de Fries, et peut-être aussi de Léveillé), dont le tube fructifère est moins élevé, plus délicat, parfaitement incolore, terminé par un renflement presque sphérique et couronné par un sporange punctiforme. Le vrai *P. roridus* a été décrit et étudié avec soin dans mon mémoire, et j'ai montré qu'il est identique avec le *P. microsporus* de M. Klein. Dans l'espèce actuellement signalée par M. Brefeld, je reconnais, à la dimension du tube, à la forme et à la grandeur des spores, le *Pilobolus* nouveau que j'ai décrit plus haut (p. 338) sous le nom de *P. longipes*.

III

TRIBU DES MUCORÉES.

La tribu des Mucorées renferme, on le sait, toutes les Mucorinées dont le mycélium est formé, comme celui des Pilobolées, de gros tubes non anastomosés et dépourvus de stylospores, mais dont la membrane sporangiale, douée des mêmes propriétés dans toute son étendue, diffiue tout entière ou demeure tout entière indéhiscente. Ces deux conditions générales se trouvent remplies par un très-grand nombre de formes spécifiques qui se groupent en plusieurs genres d'après des caractères tirés, soit de la structure du sporange et du filament qui le porte, soit de l'organisation de l'appareil reproducteur

conjugué dans les cas encore trop peu nombreux où il est bien connu.

Aux genres de Mucorées étudiés dans les deux mémoires précédents, le travail actuel vient ajouter plusieurs espèces intéressantes; mais surtout il fait connaître un genre nouveau composé jusqu'ici de quatre espèces, et c'est par là que nous commencerons le troisième chapitre de ce mémoire.

ABSIDIA, gen. nov.

Absidia capillata, sp. nov. (pl. 11, fig. 23-36). — *Absidia septata*, sp. nov. (fig. 37-48). — *Absidia reflexa*, sp. nov. (pl. 12, fig. 49-54). — *Absidia repens* sp. nov. (fig. 55-63).

Les quatre Mucorinées dont il va être question dans cet article constituent dans la famille un genre nouveau, très-nettement caractérisé, qui tient à la fois du *Rhizopus* par l'organisation et le développement indéfini de l'appareil reproducteur asexué, et du *Phycomyces* par la structure de l'appareil reproducteur sexué. J'ai rencontré les trois premières dans le courant de l'année 1875, à diverses époques et à plusieurs reprises, sur le crottin de cheval, source d'organismes fongiques extraordinairement féconde, comme on sait, et dont la fécondité s'explique aisément, puisqu'elle renferme, condensés sous un petit volume et amenés par l'action des sucs digestifs dans l'état le plus favorable à leur prompte germination, tous ceux des germes produits dans la nature qui se sont trouvés déposés dans le cours de la période végétative sur les plantes dont l'animal s'est nourri. La quatrième a été observée au printemps de 1877 sur des *Sphagnum* où germaient diverses graines.

Je les ai semées ensuite et cultivées dans les milieux nutritifs les plus différents, tant en grand sur pain, orange, crottin bouilli, qu'en cellule sur jus d'orange, moût de bière, décoction de crottin, solution minérale, de manière à les suivre dans les diverses phases de leur développement végétatif et reproducteur, et dans la succession régulière de leurs générations. Ayant observé les zygospores de deux de ces espèces

et étudié leurs divers modes de germination, je me vois en mesure de tracer aujourd'hui, dans ses lignes principales, l'histoire de ce genre de plantes.

I. — Caractères et mode de développement de l'appareil reproducteur asexué produit par le mycélium adulte.

L'appareil végétatif est un mycélium rameux et unicellulaire, qui rampe à l'intérieur du milieu nutritif. Dans les cultures sur moût de bière, les tubes mycéliens produisent une quantité considérable de matière grasse et se montrent très-variqueux. Les rameaux radicellaires eux-mêmes renflent çà et là leurs ramuscules en grosses sphères, intercalaires ou terminales. Cependant on n'y observe pas de chlamydospores, et quand la végétation a lieu sous une lamelle, il ne s'y produit pas de cellules sphériques bourgeonnantes. Nous verrons tout à l'heure comment ce mycélium se constitue aux dépens, soit d'une spore, soit d'une zygospore ; prenons-le, pour le moment, tout formé, et voyons comment, parvenu à l'état adulte et placé dans les conditions normales de végétation, il produit dans leur plein développement ses fructifications asexuées.

A cet effet, sur un tube mycélien ordinaire naît une branche qui s'élève obliquement dans l'air en faisant avec la surface du milieu nutritif un angle plus ou moins grand, suivant les espèces. A mesure qu'elle s'allonge en montant, son extrémité s'abaisse lentement, devient horizontale, puis s'incline vers le bas, redescend aussi rapidement qu'elle est montée, et vient enfin rencontrer le sol sous l'angle de départ ; elle s'y enfonce un peu, s'y enracine en se divisant en un pinceau de ramuscules, et épuise ainsi son accroissement terminal. Pareil à un projectile obliquement lancé dans l'air, le sommet du tube fructifère décrit donc une parabole, et, comme sa membrane se cuticularise presque aussitôt, l'arc parabolique, solidement fixé à ses deux bouts et devenu rigide, conserve désormais indéfiniment sa position et sa courbure.

Au sommet de la parabole et sur son côté convexe, le tube ne tarde pas à produire un bouquet de un à cinq rameaux assez

courts, roides et divergents, terminés chacun par un sporange piriforme. Puis, à quelque distance du pinceau de racines, vers le milieu ou les deux tiers de la moitié descendante de l'arc, il naît une branche puissante qui se dirige d'abord perpendiculairement au tube dont elle procède, en faisant avec la surface du sol un angle d'environ 45 degrés. Mais, à mesure qu'elle s'accroît, son extrémité s'incline, devient horizontale, puis s'abaisse vers le sol, qu'elle ne tarde pas à rencontrer et où elle s'enracine en s'épuisant. Comme le premier, ce nouvel arc parabolique forme, à son sommet, un faisceau de rameaux sporangifères, puis il produit de même un troisième arc, celui-ci un quatrième, et ainsi de suite.

L'appareil fructifère se développe donc progressivement en une suite d'élégantes arcades, plus ou moins élancées suivant les espèces et couronnées chacune par un bouquet de sporanges. En général, cette chaîne d'arcades ne se continue pas longtemps dans un même plan, mais elle projette des arceaux en divers sens et décrit à la surface du milieu nutritif les courbes les plus gracieuses. Çà et là elle se ramifie, soit parce que deux branches prennent naissance l'une au-dessous de l'autre sur la moitié descendante d'un même arc pour se diriger ensuite et s'infléchir vers le sol dans des plans différents, soit parce qu'il se fait une branche surnuméraire sur la moitié ascendante d'un arc. Après avoir ainsi poussé une plus ou moins longue série de jets paraboliques, nés l'un de l'autre en sympode, le filament fructifère termine son développement. Avant d'atteindre le sol, le dernier arc formé renfle alors son sommet en un sporange piriforme, ce qui ne l'empêche pas de produire sur sa convexité un bouquet de deux ou trois rameaux sporangifères.

C'est de ce développement en arcades de l'appareil fructifère asexué que j'ai tiré le nom générique *Absidia* (1). Les stolons paraboliques étant, aussi bien que leurs rameaux sporangifères, dépourvus de géotropisme et d'héliotropisme, il y a lieu de re-

(1) De ἀψίς, arcade.

chercher à quelle cause il faut attribuer leur courbure. C'est ce que nous examinerons plus loin.

Prenons maintenant, pour l'étudier de plus près, quelqu'un de ces rameaux sporangifères que l'on voit, groupés en faisceau, au sommet de chaque arcade. Dépourvu d'accroissement intercalaire et cuticularisant de bonne heure sa membrane, ce rameau se termine par un renflement piriforme. Dans la région supérieure de ce renflement vient s'accumuler peu à peu un protoplasma spécial (protoplasma sporigène), bientôt séparé du protoplasma général du tube par une large cloison insérée assez haut dans le renflement et relevée dès l'origine en un cône plus ou moins effilé au sommet (columelle). Chez l'une des espèces connues (*Absidia capillata*), il ne se fait pas d'autre cloison dans le rameau ; dans les trois autres (*Absidia septata reflexa* et *repens*), il s'en produit constamment une à peu de distance du sporange. Dans le protoplasma du tube j'ai réussi, après bien des recherches, à apercevoir quelques cristalloïdes octaédriques de mucorine ; ils sont très-petits et paraissent rares.

Une fois retranché dans le sporange au-dessus de la cloison columellaire, le protoplasma sporigène ne tarde pas à se séparer en deux substances : l'une, finement granuleuse (protoplasma sporaire), se condense en petites portions ovales ou sphériques, qui, bientôt revêtues d'une membrane de cellulose, deviennent autant de spores ; l'autre, hyaline, peu développée et de consistance mucilagineuse (protoplasma intersporaire, épiplasma), occupe tous les interstices des spores. Pendant ce temps la membrane du sporange, c'est-à-dire de la portion du renflement située au-dessus de la columelle, ni ne s'incruste d'aiguilles d'oxalate de chaux, ni ne se cuticularise, mais se transforme au contraire en une matière soluble dans l'eau. Elle se dissout donc à la maturité dans la goutte d'eau que le sporange sécrète à ce moment, totalement ou en laissant parfois une collerette plus ou moins large autour du cercle d'insertion de la columelle.

Le sporange est alors ouvert, et les spores, d'abord retenues

entre elles et à la columelle par la matière interstitielle, puis par la goutte d'eau qui a dissous cette matière, ne tardent pas à tomber quand elle se dessèche, et à se disséminer. Du sporange primitif il ne reste plus alors que la columelle cuticularisée et colorée en noir bleu, portée par la partie supérieure du tube dilatée en apophyse, et elle-même cuticularisée et colorée. La cuticularisation envahit, nous le savons, non-seulement tout le rameau sporangifère, mais encore le stolon parabolique dans toute son étendue. La coloration noirâtre est souvent plus limitée. Sur le rameau, elle ne s'étend qu'à une petite distance au-dessous de l'apophyse et s'arrête assez brusquement à la cloison chez l'*Absidia septata*. Sur le stolon, elle se manifeste surtout aux extrémités enracinées et s'atténue à mesure qu'on s'en éloigne. Dans l'*A. repens* cependant, la coloration brune envahit peu à peu les branches sporangifères et les stolons dans toute leur longueur.

La columelle conique est moins fortement cuticularisée que l'apophyse qu'elle surmonte, et sa région supérieure est plus molle que sa base; il en résulte qu'une fois dépouillée, elle s'affaisse souvent et rentre en quelque sorte dans l'apophyse, qu'elle vient doubler en forme de cupule, entraînant avec elle les quelques spores qui lui étaient demeurées adhérentes (fig. 29, 40, 52 et 58). On sait qu'un effet de même nature se produit, mais en sens inverse, chez les *Rhizopus*. Là, la columelle globuleuse est, au contraire, plus fortement cuticularisée et plus rigide en haut qu'en bas; une fois qu'elle est débarrassée des spores, c'est donc la zone inférieure qui se reploie en dedans et rentre dans la calotte supérieure, laquelle s'abaisse en même temps en forme de cloche.

Les spores sont très-petites, ovales ou sphériques, suivant l'espèce; elles ont presque toujours leur membrane très-mince, sans contour interne distinct du contenu, incolore et dépourvue d'exospore cuticularisée; l'*A. repens* fait seul exception sous ce rapport dans certains cas. Leur protoplasma est incolore, finement granuleux quand elles sont très-jeunes, homogène et brillant à l'état de maturité.

2. — Germination des spores. Deux modes : 1° en mycélium ; caractères de ses premières et de ses dernières fructifications asexuées ; 2° en tube sporangifère.

Aussitôt après leur émission, les spores germent, aussi bien dans le jus d'orange ou de raisin et dans le moût de bière que dans la décoction de crottin ou de bouse. Elles deviennent d'abord sphériques, si elles ne l'étaient pas, puis grossissent beaucoup jusqu'à acquérir cinq fois et plus leur taille primitive. Alors seulement, si elles continuent à pouvoir puiser dans le milieu nutritif, elles poussent un tube qui se ramifie à plusieurs degrés à mesure qu'il s'allonge.

Le mycélium unicellulaire ainsi formé ne présente d'ailleurs pas d'autres caractères intéressants que ceux qui ont été signalés plus haut ; il ne produit pas de chlamydospores. Une fois constitué, s'il est placé dans les conditions normales d'aération et de nutrition, il commence, et cela dès le cinquième jour après le semis, à former des fructifications asexuées. Les premières sont très-simples : une branche mycélienne se dresse dans l'air et se termine directement par un sporange. Plus tard la branche plus développée prend une direction oblique et commence à s'incurver vers le substratum ; elle finit encore par un sporange, mais forme sur sa convexité un rameau terminé par un sporange plus petit. Dans l'état suivant, la branche se courbe plus fortement, se termine toujours par un sporange, mais porte, au sommet de l'arc, un faisceau de deux à quatre rameaux sporangifères. Enfin le tube, s'allongeant davantage, arrive à toucher le substratum par son sommet ; au lieu de sporange, il y forme alors des crampons rameux, après quoi il pousse un stolon parabolique, et l'on arrive au plein développement que nous avons exposé plus haut comme caractérisant l'état adulte du mycélium.

A mesure que le protoplasma mycélien est consommé par la formation des spores et par sa propre respiration, les fructifications dégénèrent, et elles redescendent un à un tous les degrés qu'elles ont montés, pour finir par où elles ont commencé,

c'est-à-dire par un petit tube dressé, directement terminé par un petit sporange. Ces fructifications simples et dégradées prennent naissance, non-seulement sur le mycélium épuisé, mais aussi çà et là sur les stolons paraboliques et même sur les branches sporangifères primitives, partout où il y subsiste un peu de protoplasma non encore employé. Par cette formation surnuméraire et adventive de rameaux isolés, la disposition régulière des sporanges en bouquets couronnant les arcades se trouve donc un peu dissimulée vers la fin de la végétation.

Si, après leur nutrition préalable, on retire les spores de la goutte nutritive pour les placer dans une atmosphère humide, il arrive souvent que le tube qu'elles poussent se dresse aussitôt et se termine directement par un petit sporange normal, à columelle peu relevée, et ne renfermant que quelques spores. Tout le protoplasma contenu dans la spore primitive et celui qu'elle a acquis dans les premiers temps de sa nutrition se trouvent par là même épuisés, et il ne se forme pas trace de mycélium. J'ai obtenu, et à diverses reprises, le même résultat avec d'autres Mucorinées, en particulier avec plusieurs *Mortierella*, et surtout avec les grosses spores réticulées du *M. reticulata*, qui n'ont même pas besoin de nutrition préalable (1).

Si donc, en germant, la spore asexuée donne ordinairement l'appareil végétatif, le mycélium, elle ne le donne pas nécessairement. La chose varie suivant les conditions de nutrition où la spore est placée. Plongée dans le milieu nutritif, elle produit un mycélium; placée dans une atmosphère humide, à cette seule condition d'être déjà ou d'être devenue par une nutrition préalable suffisamment grosse, elle pousse directement, sans mycélium, un appareil fructifère, un sporange, et sa substance se résout aussitôt en spores nouvelles. Nous verrons tout à l'heure que la spore sexuée, l'œuf ou zygospore, se comporte absolument de la même manière.

(1) Un cas très-voisin a été figuré par moi chez cette plante, il y a plusieurs (*Ann. des sc. nat.*, 5e sér., 1872, t. XVII, pl. 21).

3. Caractères et mode de développement de l'appareil reproducteur sexué Parthénogenèse.

Quand le mycélium issu d'une spore, d'une zygospore ou d'une azygospore, se trouve placé dans de certaines conditions de milieu que nous chercherons tout à l'heure à préciser, ses fructifications asexuées deviennent de plus en plus simples, de plus en plus petites, et enfin il produit des fructifications sexuées que nous allons maintenant étudier. Dans les mêmes conditions de milieu, ces fructifications sexuées peuvent aussi prendre naissance directement dans l'air sur les stolons paraboliques, tout à côté des derniers sporanges formés (fig. 47).

Deux branches voisines, issues assez souvent d'un même tronc, ou encore une branche et un rameau émané d'elle, forment, sur deux points en regard, et projettent l'un vers l'autre deux renflements latéraux au-dessus desquels elles ne tardent pas, en général, à se terminer en pointe mousse. Les deux rameaux renflés se rencontrent bientôt, et leurs sommets, pressés l'un contre l'autre, se séparent du reste par une cloison en devenant deux cellules distinctes. Dans les états jeunes que j'ai pu observer, ces deux cellules se sont montrées tantôt égales et tantôt inégales, l'une d'elles étant quelquefois de moitié ou d'un tiers plus longue que l'autre.

Puis, sur la face de contact, les deux membranes se résorbent ; les deux corps protoplasmiques se pénètrent et se fusionnent en une zygospore. Comme chez toutes les autres Mucorinées, celle-ci se nourrit pendant quelque temps par afflux latéral de protoplasma et grossit en conséquence. Elle se revêt d'une membrane propre de cellulose, qui s'épaissit peu à peu et se sépare en deux couches : une endospore mince et molle, et une exospore épaisse, cartilagineuse, hérissée de petits tubercules coniques, mais parfaitement incolore. Pendant tout son développement, elle demeure revêtue par la membrane primitive des deux cellules conjuguées, qui se dilate à mesure en se moulant sur les aspérités de l'exospore et qui brunit de plus en plus fortement. La zygospore mûre est pleine d'un

protoplasma très-oléagineux; elle est petite, et mesure en moyenne, chez l'*Absidia capillata*, $0^{mm},080$; chez l'*Absidia septata*, $0^{mm},050$.

Mais voici peut-être le caractère le plus remarquable des plantes de ce genre. Peu après la fusion des deux corps protoplasmiques, on voit naître sur chaque renflement, immédiatement au-dessous de la cloison qui le sépare de la zygospore, un ou plusieurs verticilles de rameaux grêles qui se cuticularisent et brunissent de plus en plus par les progrès de l'âge. Dans l'*Absidia capillata*, où j'ai trouvé pour la première fois ces zygospores, les rameaux sont très-fins, disposés de chaque côté en deux ou trois verticilles et très-nombreux dans chaque verticille, longs, flexueux, couchés à la surface de la zygospore et recourbés au sommet; ils se cuticularisent bientôt, brunissent, puis noircissent et deviennent cassants. Ils sont dépourvus de cloisons et simples; mais on y voit de petites dents latérales qui paraissent indiquer une tendance à la ramification pennée. Ceux d'un côté se mêlent et s'enchevêtrent avec ceux du côté opposé, enveloppant ainsi la zygospore d'une épaisse chevelure bouclée qui la protége et la dissimule complétement aux regards (fig. 34, 35 et 36). Dans l'*Absidia septata*, les rameaux sont plus gros, disposés de chaque côté au nombre de 8 à 12 seulement, et en un seul verticille; d'abord dirigés presque perpendiculairement au renflement qui les porte, ils se recourbent en crosse vers la zygospore, qu'ils touchent par leurs extrémités crochues, mais qui demeure facile à voir dans leurs intervalles. Simples et dépourvus de cloisons, ils se cuticularisent aussi, brunissent et deviennent cassants (fig. 44-47).

Par la présence de ces rameaux verticillés, qui s'enchevêtrent autour de la zygospore pour la protéger, ces plantes se rapprochent des *Phycomyces*.

Les espèces citées plus haut m'ont présenté, l'une et l'autre, quelques azygospores. En ces points, bien que privé de congénère auquel il puisse s'unir, le renflement primitif ne s'en comporte pas moins comme dans le cas normal. Il sépare e

effet son extrémité par une cloison; puis le corps protoplasmique de la cellule ainsi détachée s'individualise, et bientôt se rajeunit en une cellule nouvelle. Celle-ci se nourrit et grossit pendant quelque temps par un afflux unilatéral de protoplasma, puis s'enveloppe d'une membrane cartilagineuse hérissée de petits tubercules coniques et revêtue par la membrane noirâtre de la cellule primitive. Elle devient, en un mot, une spore douée de la même résistance aux agents extérieurs et de la même faculté germinative que la zygospore elle-même, et protégée, comme elle, par un verticille de rameaux cuticularisés et colorés, qui viennent rejoindre et mêler leurs extrémités sur sa face convexe, de manière à l'envelopper complétement (fig. 48)

Dans les *Absidia*, comme dans les *Sporodinia* et *Spinellus*, la fécondation, c'est-à-dire ici la fusion de deux corps protoplasmiques à peine différents, avec nutrition subséquente du produit, n'est donc pas absolument nécessaire à la formation d'une spore durable, bien que ce soit là le mode habituel de constitution de ce genre de spores. C'est ici que la parthénogenèse s'offre à nous sous sa forme la plus simple et dans les conditions où elle doit le moins nous surprendre. La différence sexuelle étant en effet très-faible, si petite, qu'à peine se traduit-elle au dehors par quelque marque apparente, on doit admettre qu'il manque bien peu de chose à chacune des deux cellules en présence pour qu'elle se suffise à elle-même. Ce peu qui lui manque, quoi d'étonnant qu'elle puisse le tirer à la rigueur directement de l'appareil végétatif par voie d'osmose et de nutrition, bien qu'elle le reçoive ordinairement par voie de fusion avec un autre corps protoplasmique doué de propriétés complémentaires des siennes?

Cherchons maintenant à nous rendre compte des conditions de milieu qui provoquent chez ces plantes la formation des zygospores.

J'ai rencontré les zygospores de l'*Absidia capillata* à l'intérieur même du crottin de cheval et sur la face inférieure du substratum, en contact avec le fond de l'assiette qui le con-

tenait. M. Cornu a trouvé celles que j'ai rapportées à l'*A. septata* sur la face inférieure d'un bouchon de liége qui fermait hermétiquement un flacon où étaient conservées des racines de Vigne phylloxérées. Dans les deux cas, elles ont pris naissance au sein d'une atmosphère appauvrie en oxygène, quand la végétation a été suffisamment ralentie et la formation des tubes sporangifères complétement supprimée par cet appauvrissement (1).

4. — Germination des zygospores. Deux modes : 1° en tube sporangifère ; 2° en mycélium.

La germination des zygospores de l'*Absidia capillata* a eu lieu, après dix jours de dessiccation, sur le crottin même où elles avaient pris naissance, et de plusieurs manières, suivant les conditions où elles s'y trouvaient placées.

Celles qui, posées à la surface même des fragments de crottin retournés et arrosés, étaient simplement exposées à une atmosphère humide, ont produit un gros tube, d'abord dirigé obliquement dans l'air, bientôt recourbé vers le substratum qu'il rencontre et où il enracine son extrémité en formant, au sommet de sa courbure, un bouquet de deux ou trois rameaux sporangifères. Puis, nourri sans doute par son pinceau de racines, il forme un nouveau stolon parabolique qui se comporte de la même manière.

Les zygospores, situées à l'intérieur du crottin, mais à peu de distance de la surface, ont produit aussi un tube; mais celui-ci, trouvant abondamment à se nourrir autour de lui, s'est aussitôt développé en un mycélium rameux qui, plus tard, ne manquant pas d'oxygène, projette dans l'atmosphère des arcades paraboliques couronnées par des bouquets de sporanges. La zygospore se comporte alors comme une simple sporangiospore placée dans les mêmes conditions.

Enfin, plusieurs zygospores profondément enfoncées dans le substratum ont formé aussi un mycélium ; mais il s'y est trouvé bientôt étouffé, et, sans produire de tubes sporangifères, il a formé tout de suite quelques nouvelles zygospores.

(1) Voy. plus haut, page 322

Ainsi, comme nous l'avons vu plus haut pour la spore, la zygospore peut produire, suivant les conditions de nutrition où elle est placée, soit un tube sporangifère, soit un mycélium, et ce dernier, à son tour, peut donner naissance, selon les circonstances, soit à des sporanges, soit à de nouvelles zygospores.

5. Caractères et affinités du genre. — Caractères de quatre espèces.

En résumé, les *Absidia* sont caractérisés vis-à-vis de toutes les autres Mucorinées : 1° par le développement de leur appareil sporangial en arcades paraboliques, issues l'une de l'autre en sympode et couronnées chacune par un bouquet de sporanges piriformes; 2° par les rameaux verticillés, cuticularisés et colorés, qui viennent envelopper et protéger la zygospore.

Ces caractères placent ce genre entre le *Rhizopus* et le *Phycomyces*, mais plus près du premier.

Par la végétation indéfinie et sympodique de l'appareil sporangial et les crampons radiciformes qui, à chaque pas nouveau, le fixent au substratum; par le groupement en faisceau des pédicelles des sporanges et l'insertion apophysaire de leur columelle; par l'absence complète d'accroissement intercalaire et de géotropisme ou d'héliotropisme dans les filaments fructifères, leur cuticularisation et leur coloration; enfin, par le défaut de courbure des rameaux sexués et la fréquente inégalité des deux cellules copulatrices, l'*Absidia* se rapproche du *Rhizopus*. Il s'en éloigne par la courbure parabolique des stolons et leur entière cuticularisation; par le mode d'insertion des bouquets de sporanges, qui y sont précisément aussi éloignés que possible des pinceaux de racines, tandis qu'ils leur sont exactement superposés dans le *Rhizopus*; par le sporange piriforme et non sphérique; par la forme conique effilée et non globuleuse de la columelle et la façon inverse dont elle se cuticularise et plus tard s'infléchit; par l'absence d'aiguilles d'oxalate de chaux dans la membrane du sporange qui diffluc totalement; par l'absence de cuticularisation et de coloration de la membrane des spores; enfin, par la présence autour des

zygospores de deux séries de rameaux verticillés, cuticularisés et colorés, qui la recouvrent et la protégent.

Précisément par ce dernier caractère, les *Absidia* se rapprochent des *Phycomyces*, où, comme on sait, la zygospore est aussi enveloppée par deux verticilles de rameaux rigides et noirs qui s'enchevêtrent pour la protéger. Mais ces rameaux sont dichotomes dans les *Phycomyces*, et les branches conjuguées y sont arquées en tenaille.

Je connais actuellement quatre espèces d'*Absidia*, dont voici, pour terminer, la brève description.

Absidia capillata (fig. 23-36). — Arcades en plein cintre ou un peu surbaissées, l'amplitude du jet égalant au moins deux fois sa hauteur. Tubes sporangifères groupés ordinairement par 3 (le nombre variant entre 2 et 5), droits et dépourvus de cloisons. Spores ovales-allongées, mesurant $0^{mm},0040$ à $0^{mm},0050$ de long sur $0^{mm},0020$ à $0^{mm},0025$ de large. Zygospores en forme de tonneau, noires, à surface hérissée de petits tubercules coniques, mesurant en moyenne $0^{mm},080$, complétement enveloppées et cachées à l'œil par un chevelu noirâtre formé de rameaux enchevêtrés, simples ou très-peu ramifiés, longs et grêles, flexueux et bouclés au sommet, cuticularisés et cassants, insérés en grand nombre et suivant plusieurs verticilles sur chacun des deux courts renflements brunâtres qui portent la zygospore. Azygospores presque sphériques, plus petites, ayant la même structure et enveloppées aussi, mais d'un seul côté, par deux ou trois verticilles de rameaux noirs.

Absidia septata (fig. 37-48). — Arcades en ogive large, l'amplitude du jet égalant environ sa hauteur. Tubes sporangifères groupés par 2-5, droits, pourvus, à petite distance du sporange, d'une cloison unique où s'arrête souvent en descendant la coloration noire de la membrane. Spores sphériques mesurant $0^{mm},0025$ à $0^{mm},0030$. Zygospores en forme de tonneau très-rebondi, presque sphériques, mesurant en moyenne $0^{mm},050$, entourées, mais non cachées, par des rameaux plus

gros, moins nombreux, recourbés en crosse vers la zygospore, non enchevêtrés, brunâtres, roides et cassants, insérés au nombre de 8-12 et suivant un seul verticille sur chacun des deux renflements brunâtres qui portent la zygospore. Azygospores presque sphériques, ayant la même structure et entourées aussi, mais d'un seul côté, par un verticille de rameaux crochus (fig. 48).

Absidia reflexa (fig. 49-54). — Arcades en ogive élancée, l'amplitude du jet n'égalant guère que la moitié de la hauteur ou moins encore. Tubes sporangifères isolés, ayant autour de leur base quelques petits renflements en doigt de gant, plus courts que dans les espèces précédentes, recourbés en crosse au-dessous du sporange piriforme, qui se trouve ainsi réfléchi vers le bas, pourvus d'une cloison unique dans la courbure, à peu de distance du sporange. Spores sphériques mesurant $0^{mm},006$. Zygospores inconnues.

Absidia repens (fig. 55-63). — Sur des fragments de graine de *Bertholletia excelsa* posés sur un lit de *Sphagnum* humide, j'ai observé récemment un *Absidia* différent des trois espèces précédentes, qui ont été rencontrées, nous l'avons dit, sur le crottin de cheval.

Ses stolons très-vigoureux rayonnent en tous sens sur la mousse autour de la substance nutritive. Les arcades, extrêmement surbaissées, ont en revanche une très-longue portée et se succèdent en rampant, pour ainsi dire, à la surface des corps humides environnants; de là la dénomination spécifique. Ici la hauteur du jet parabolique est à son amplitude à peu près comme 1 à 8. Au milieu de l'intervalle compris entre deux pinceaux de racines, le stolon porte un faisceau de trois à cinq branches sporangifères plus longues même que celles de l'*A. capillata* et terminées chacune par un sporange piriforme. A quelque distance du sporange, le tube présente une cloison comme dans l'*A. septata*. La membrane du sporange est diffluente. Sa columelle, supportée par une apophyse, est

conique dans le bas, et se prolonge en un tube grêle terminé en boule qui va quelquefois presque toucher au sommet la membrane du sporange. Les spores sont ovales-allongées et mesurent $0^{mm},007$ sur $0^{mm},003$.

Après la déhiscence des sporanges, les membranes se cuticularisent et brunissent d'abord dans la columelle, puis dans chaque branche sporangifère souvent jusqu'à sa base, et dans les stolons souvent dans toute leur longueur. A cet âge, il se forme encore, disséminés isolément sur les stolons et sur les branches sporangifères, des rameaux grêles et courts qui se terminent par de petits sporanges très-allongés. La membrane de ces sporanges est cassante, fortement incrustée d'oxalate de chaux; les spores qu'ils renferment en petit nombre sont sphériques ou subsphériques, mesurant $0^{mm},004$ sur $0^{mm},003$, et souvent leur membrane est cuticularisée et colorée en noir bleu (fig. 61, 62, 63). Les zygospores sont inconnues.

6. — Sur le rôle physiologique et la cause déterminante de la courbure en arcades des stolons fructifères.

Dans cette étude du genre *Absidia*, nous avons jusqu'ici laissé de côté plusieurs questions d'ordre physiologique présentées par ces élégantes moisissures. Le moment est venu d'examiner brièvement deux de ces questions, en recherchant d'abord de quelle utilité peut bien être pour la plante la courbure parabolique de ses stolons fructifères, et ensuite quelle est la cause déterminante de cette courbure en arcades.

1. *Rôle physiologique de la courbure en arcades.* — Le rôle de la courbure est évidemment de favoriser la dissémination des spores en exhaussant le plus possible la base commune des rameaux sporangifères et en élevant d'autant les sporanges dans l'atmosphère. Aussi, d'une espèce à l'autre, toutes choses égales d'ailleurs, la hauteur normale du jet parabolique ou de l'arcade varie-t-elle en raison inverse de la longueur des pédicelles fructifères.

Dans une espèce donnée, ce but sera d'autant mieux atteint, que l'arcade aura son sommet plus élevé. Mais l'amplitude du

jet parabolique a aussi son importance, car plus elle est grande, plus les bouquets de sporanges sont espacés et plus la dissémination des spores est efficace. On doit donc s'attendre à rencontrer de préférence dans la nature les arcades qui, avec une amplitude suffisante, s'élèvent à une assez grande hauteur. En admettant une poussée initiale constante, c'est sous l'inclinaison de 45 degrés que le jet parabolique acquiert, on le sait, sa plus grande amplitude, mais sa hauteur n'est alors que le quart de cette amplitude. Toute portée plus petite peut être atteinte, on le sait encore, sous deux angles complémentaires, par deux paraboles, l'une surélevée, l'autre surbaissée; mais la première satisfaisant mieux les besoins de la plante, on peut prévoir qu'elle sera le plus fréquemment réalisée. Et en effet, comme nous l'avons vu au cours de cette étude, l'inclinaison au départ est, pour les trois premières espèces, supérieure ou tout au moins égale à 45 degrés; la quatrième seule affecte une parabole très-surbaissée.

Parmi ces hautes paraboles dont l'amplitude diminue à mesure que s'élève leur sommet, chaque espèce en affecte une de préférence, celle où se trouvent conciliées le mieux possible ses exigences contradictoires de portée et de hauteur : c'est ce qu'on peut appeler son arc normal. Tantôt, par exemple, la hauteur est environ la moitié de l'amplitude, et l'arc normal simule un plein cintre (*Absidia capillata*). Il prend déjà une forme plus relevée quand la hauteur égale l'amplitude (*A. septata*). Enfin, si la hauteur atteint et dépasse le double de l'amplitude, l'arcade s'élance en une sorte d'élégante ogive (*A. reflexa*).

2. *Cause déterminante de la courbure en arcades.* — Quelle est maintenant la cause déterminante de cette courbure parabolique des stolons, dont nous connaissons à la fois le rôle et les meilleures conditions d'utilité? Évidemment il entre ici en jeu une force spéciale, émanée du substratum, continue dans son action, et sensiblement constante dans son intensité; elle sollicite le tube fructifère, en modifie à tout instant la direction primitivement rectiligne et oblique, et impose à son sommet

une trajectoire parabolique. Ce changement de direction résulte certainement d'une modification dans l'accroissement, la force en question diminuant l'allongement normal du tube sur la face tournée vers le substratum et l'augmentant au contraire sur la face opposée. Ce qu'il s'agit de déterminer, c'est précisément la nature de cette force.

A la voir dirigée vers le bas dans les circonstances ordinaires et produire une courbure parabolique, on pense tout d'abord à l'identifier avec la pesanteur, et à expliquer la flexion progressive du tube par un géotropisme positif dont il serait énergiquement doué. Mais si, imitant l'expérience du pot renversé, on tourne vers le bas la surface du substratum, on voit les arcades descendre dans l'air en forme de dents de feston où pendent les bouquets de sporanges. Il ne peut donc être question ici de géotropisme. D'une manière générale, je n'ai d'ailleurs jamais observé jusqu'ici de courbure géotropique dans les tubes des Oomycètes (1). On sait au contraire que le pied des Agarics, et notamment des espèces lignicoles [*Ag.* (*Collybia*) *velutipes*, par exemple], jouit d'un géotropisme négatif très prononcé.

Les arcades des *Absidia* se développant à l'obscurité aussi bien qu'à la lumière, il n'y a pas davantage lieu d'invoquer comme cause déterminante de la courbure un héliotropisme négatif du filament.

(1) M. J. Sachs assigne, il est vrai, aux tubes sporangifères des Mucorinées un géotropisme négatif, et à leurs filaments radicellaires un géotropisme positif (*Lehrbuch der Botanik*, 3e édition, 1873, p. 750, et 4e édition, 1874, p. 812). Mais j'ai déjà eu l'occasion de montrer que si, dans les conditions ordinaires, les filaments radicaux des Mucorinées se dirigent vers le bas dans le milieu nutritif et leurs tubes sporangifères vers le haut dans l'air, ce n'est point là du géotropisme, positif dans le premier cas, négatif dans le second. On en a la preuve en semant les spores à la surface d'une goutte liquide appendue au plafond d'une petite chambre humide; les filaments radicaux se dirigent alors dans la goutte, c'est-à-dire vers le haut, et les tubes sporangifères dans l'air, c'est-à-dire vers le bas. Il en est de même pour les filaments fructifères des autres moisissures, pour les pédicelles plus ou moins massifs des fruits des Myxomycètes, etc. (J. Sachs, *Traité de botanique*, traduction française, 1874, p. 995.)

C'est donc le substratum lui-même, masse humide et nutritive, qui exerce l'action fléchissante. En quelle qualité agit-il? Est-ce comme milieu nutritif, ou comme source d'humidité, ou simplement comme masse?

Ce n'est certainement pas comme corps nutritif; car quand les stolons viennent à franchir les limites du milieu nourricier pour ramper sur les bords de la soucoupe poreuse qui le renferme ou sur l'eau qui la baigne, ils ne cessent pas pour cela de se développer en arcades. Mais ce pourrait bien être comme source d'humidité. On sait en effet que l'humidité, quand elle agit inégalement sur les deux faces opposées d'une racine en voie d'allongement, change la direction primitive de cette racine, qui s'infléchit vers le corps humide et y enfonce bientôt son extrémité. Les expériences anciennes de Knight (1811) et Johnson (1829), si heureusement remises en lumière par M. Duchartre, qui y a ajouté des observations nouvelles (1), ainsi que les recherches faites récemment sur le même sujet par M. J. Sachs (2), ne laissent aucun doute à cet égard. Les racines sont donc positivement *hydrotropiques*, et leur *hydrotropisme* positif est assez énergique pour triompher de leur géotropisme positif, quand elles en sont douées, comme c'est le cas pour les racines principales.

Ce n'est pas cependant de cette manière, c'est-à-dire par un hydrotropisme positif des stolons, que peut s'expliquer la courbure en arcades des *Absidia*, car elle se produit tout aussi bien dans une atmosphère saturée d'humidité, c'est-à-dire dans des conditions où l'hydrotropisme n'a plus de raison d'être. On s'en assure par des cultures en cellule et par des cultures en grand, où le substratum est recouvert d'un disque de verre posé à quelques millimètres seulement de la surface. Dans ce dernier cas, si la lame de verre n'est mise en place

(1) Duchartre, *Influence de l'humidité sur la direction des racines* (*Bulletin de la Société botanique*, 1856, t. III, p. 583).

(2) J. Sachs, *Ablenkung der Wurzeln von ihrer normalen Wachsthum durch feuchte Körper* (*Arbeiten des botanischen Instituts in Würzburg*, II Heft, 1872, p. 200):

que pendant le cours du développement des arcades et à une distance de la surface du substratum plus petite que deux fois la hauteur moyenne des arcs déjà produits, il arrive que le sommet de chaque stolon actuellement en voie d'allongement se trouve bientôt, lorsqu'il est parvenu au point culminant de sa course, plus rapproché du disque de verre que du substratum. Plus fortement attiré désormais par le verre, il change de courbure et continue de monter en s'infléchissant vers lui; il le touche bientôt, s'y ramifie et y applique son pinceau de crampons. C'est au point où il change de courbure, que le filament produit son faisceau de tubes sporangifères. A partir de ce moment, le développement des stolons se poursuit sur le plafond de verre en une série de dents de feston où pendent autant de bouquets de sporanges.

Ce n'est donc, on le voit, ni comme milieu nutritif, ni comme source d'humidité, mais simplement comme masse, que le substratum agit sur le tube fructifère des *Absidia*, pour diminuer son allongement sur la face la plus rapprochée, pour l'augmenter au contraire sur la face la plus éloignée, et pour l'infléchir ainsi vers lui en forme de parabole. De même nature que l'influence de la pesanteur sur une racine principale, cette action de masse en diffère parce qu'elle ne s'exerce qu'à petite distance, qu'elle est limitée par conséquent à la couche superficielle du sol, et qu'elle peut être combattue, équilibrée, ou même dominée et remplacée par l'influence d'un corps quelconque amené dans une direction opposée plus près du filament fructifère. Si nous appelons *somatotropisme* la propriété que possède ainsi une cellule ou un groupe de cellules d'avoir son accroissement modifié, et par conséquent sa direction infléchie, sous l'influence d'un corps quelconque placé à petite distance, nous dirons que les stolons fructifères des *Absidia* sont positivement *somatotropiques*, et que c'est par cette propriété que s'explique leur courbure en arcades.

C'est au contraire en vertu d'un somatotropisme négatif que les tubes fructifères de beaucoup de Mucorinées, les filaments sporifères de beaucoup d'autres moisissures, les pédi-

celles plus ou moins massifs du fruit de beaucoup de Myxomycètes, etc., développés dans l'obscurité au sein d'une atmosphère saturée d'humidité, se dressent toujours perpendiculairement au substratum, quelque position que l'on donne à ce dernier.

Il est bien évident, d'ailleurs, que pour qu'un organe en voie d'accroissement se montre somatotropique, il est nécessaire qu'il soit dépourvu de géotropisme; car dans les organes géotropiques le somatotropisme, ou bien se confond avec le géotropisme, s'il agit dans le même sens, ou bien est annulé par lui, s'il agit en sens contraire. Mais le somatotropisme est indépendant de l'héliotropisme; il peut exister sans lui (*Circinella*, *Mortierella*, etc.); il peut aussi coexister avec lui (beaucoup de *Mucor*, *Pilobolus*, *Phycomyces*, etc.), et ces deux causes combinent alors leurs effets.

RHIZOPUS Ehrenberg.

Rhizopus circinans sp. nov. (fig. 69-73). — *Rhizopus echinatus* sp. nov. (fig. 64-68).

En décrivant dans mon second mémoire (1) deux espèces nouvelles de *Rhizopus*, les *Rh. microsporus* et *minimus*, je crois avoir apporté un argument décisif en faveur de l'autonomie de ce genre. Il ne comptait jusqu'alors qu'une seule espèce bien définie, le *Rh. nigricans*, et cette espèce, distinguée pourtant comme type générique par Ehrenberg, dès l'année 1820, avait été reportée par les auteurs les plus récents dans le genre *Mucor*, sous le nom de *Mucor stolonifer*. Les deux nouvelles formes spécifiques que nous avons à faire connaître aujourd'hui donneront plus de force encore à cet argument.

Rhizopus circinans (fig. 69-73). — Les stolons de cette plante se recourbent en crosse avant de s'enraciner. Le tube sporangifère qui se dresse, ordinairement solitaire, sur le pinceau de racines, s'enroule lui-même en crosse au sommet et le sporange se trouve ainsi réfléchi vers le sol; la hauteur de ce tube ne

(1) *Loc. cit.*, p. 76.

dépasse pas 0^{mm},180. Quelquefois il y a deux crosses sporangifères côte à côte sur le même faisceau de crampons. C'est de cette courbure en crosse que je tire la dénomination spécifique. On se souvient qu'un caractère analogue distingue l'*Absidia reflexa* des autres espèces connues du genre.

Le sporange, avec son apophyse, sa columelle globuleuse, sa membrane incrustée d'oxalate de chaux et diffluente, a la même structure que dans les autres espèces; les spores, anguleuses, à membrane noirâtre ou brunâtre, pourvue de crêtes cuticularisées, sont petites et mesurent 0^{mm},005 à 0^{mm},006. Après la maturité, l'extrémité recourbée des stolons, les crampons, les tubes sporangifères avec leurs apophyses et leurs columelles, se cuticularisent et se colorent en brun plus ou moins foncé. Dans le reste de leur étendue, les stolons se détruisent au contraire, et les fructifications, désormais indépendantes les unes des autres, portent, à côté de leur crosse sporangifère, un tube arqué, brisé au sommet, qui n'est autre chose que l'extrémité recourbée et cuticularisée du stolon (fig. 70 et 71, *s*).

Le *Rh. circinans* a été trouvé à la surface de graines de Dattier en voie de germination sur un lit de mousse humide; ses stolons avaient envahi la mousse et couvert ses feuilles de leurs fructifications.

Rhizopus echinatus (fig. 64-68). — Par la dimension, le groupement en bouquet et la forme dressée de ses tubes sporangifères, cette plante ressemble au *Rh. nigricans* plus qu'à toute autre. Le filament fructifère est cependant plus long, plus grêle, moins fortement cuticularisé et coloré après la maturité. Le sporange est notablement plus petit; l'apophyse est au contraire plus développée, parce que la cloison columellaire s'insère plus haut dans le renflement sphérique terminal. Mais c'est surtout par ses spores que l'espèce est caractérisée. Elles sont sphériques et leur membrane est toute hérissée de pointes cuticularisées qui remplacent évidemment les crêtes des spores des autres espèces; elles sont un peu plus grandes encore que celles du *Rh. nigricans* et mesurent en moyenne 0^{mm},015.

C'est ce caractère des spores qu'exprime la dénomination spécifique adoptée.

Le *Rh. echinatus* a été trouvé en été sur des mouches mortes abandonnées dans une atmosphère humide. Son mycélium, intérieur au corps de l'insecte, envoyait tout autour de nombreux stolons rayonnants qui s'enracinaient sur le têt poreux pour y dresser leurs bouquets de sporanges. Cultivée sur du pain, la plante s'est assez mal développée, mais les quelques fructifications qu'elle a produites ont suffi pour démontrer la permanence de ses caractères.

HELICOSTYLUM Corda.

Helicostylum glomeratum (*Circinella glomerata* V. T. et L. M.) (pl. 13, fig. 74-78). — *Helicostylum nigricans* sp. nov. (fig. 79-83).

Dans mon premier mémoire (1) on trouve décrite et figurée sous le nom de *Circinella glomerata* une Mucorinée dont les sporanges, petits et piriformes, terminent des filaments circinés très-grêles, insérés côte à côte en très-grand nombre, une centaine à la fois, sur tout le pourtour de l'extrémité renflée du gros filament principal qui se dresse sur le mycélium. Tous ensemble ils forment une ombelle terminale très-serrée et symétrique, une sorte de glomérule, où les sporanges paraissent se développer et mûrir du sommet à la base.

A quelque distance de cette ombelle, le filament principal émet une grosse branche qui se termine par un glomérule semblable et peut à son tour produire une nouvelle branche latérale.

Le mode de groupement des sporanges, la courbure des tubes qui les portent et le mode de ramification du filament principal nous avaient paru suffisants, à mon collaborateur M. Le Monnier et à moi, pour classer cette Mucorinée dans le genre *Circinella* à la suite des *C. umbellata* et *spinosa*. Nous étions loin cependant de nous dissimuler que par la forme et la petitesse des sporanges, leur cloison columellaire à peine

(1) *Loc. cit.*, p. 54, fig. 50-53.

renflée et leur indéhiscence, par la minceur des pédicelles qui les portent, par la manière même dont s'opère la ramification du filament principal quand elle a lieu, enfin par quelques autres caractères encore, cette espèce diffère beaucoup plus des deux précédentes que celles-ci ne diffèrent entre elles. Mais comme la plante est très-rare et que nous l'avons perdue sans pouvoir la suivre par la culture dans tous ses développements, nos incertitudes à son endroit n'ont pu être dissipées en temps utile.

L'ayant retrouvée en février 1877 sur le crottin de cheval, j'en ai repris aussitôt l'étude, et les caractères nouveaux qu'elle m'a présentés n'ont pas tardé à me convaincre que sa place n'est pas dans le genre *Circinella*, mais bien dans le genre *Helicostylum*. A quelques jours de distance ce résultat s'est trouvé confirmé par la découverte sur le même milieu nutritrif d'une seconde espèce douée des mêmes caractères essentiels, mais cependant bien distincte, et qui, à certains égards, se rapproche davantage du type générique connu.

Le genre *Helicostylum* de Corda, réduit alors au seul *Helicostylum elegans*, a été dans notre premier travail l'objet d'une étude détaillée à laquelle je prie le lecteur de se reporter pour l'intelligence des caractères des deux espèces qu'on va décrire et des affinités dont ils sont l'expression (1).

Helicostylum glomeratum (fig. 74-78). — Sur un mycélium doué des mêmes caractères que celui de l'*H. elegans* et produisant comme lui des sphères bourgeonnantes quand sa végétation est étouffée (2), se dresse un filament haut de 1 à 2 centimètres, qui se termine par un grand sporange sphérique comme celui d'un *Mucor*, à large columelle ovoïde insérée un peu au-dessus du point d'attache de la sphère, d'où une légère apophyse, à membrane incrustée d'aiguilles d'oxalate de chaux et diffluente à la maturité, à nombreuses spores ovales, incolores, lisses et homogènes, très-petites, mesurant 0^{mm},003

(1) *Loc. cit.*, p. 55.
(2) *Loc. cit.*, p. 64.

sur $0^{mm},002$. Après la maturité et la dissémination des spores, la membrane du filament demeure incolore dans toute son étendue; mais elle est incrustée de granules calcaires.

Ainsi constitué, le filament principal porte sur ses flancs, à mi-hauteur environ, une grosse branche dont l'extrémité renflée est toute couverte de rameaux grêles, rigides, recourbés en crosse au sommet et terminés chacun par un petit sporange piriforme réfléchi; la cloison columellaire est à peine bombée dans ces sporangioles; leur membrane, non diffluente, est peu incrustée de granules calcaires; leurs spores, assez nombreuses, ont la forme et la dimension de celles du grand sporange terminal. Ils sont indéhiscents, et c'est par la rupture de leurs pédicelles que s'opère la dissémination des spores. Quelquefois le tube principal porte au même niveau deux, trois et même quatre branches terminées de la même manière; les sporangioles forment alors un verticille d'ombelles assez longuement pédicellées. Il arrive aussi, mais rarement, que deux verticilles d'ombelles se forment sur le même filament à une assez grande distance l'un de l'autre; c'est le verticille inférieur qui est le plus jeune. Au-dessus du point d'origine des branches sporangiolifères, le tube principal n'est généralement pas cloisonné. Telle est l'organisation des fructifications les plus vigoureuses.

En d'autres points du mycélium, le filament dressé, au lieu de renfler son extrémité en un grand sporange, se termine simplement en pointe mousse; après quoi il produit latéralement à mi-hauteur, comme dans le cas précédent, soit une branche terminée par une ombelle de sporangioles, soit un verticille de pareilles branches, suivi quelquefois par un second verticille plus inférieur. Ailleurs le tube principal porte directement sur son sommet renflé une ombelle de sporangioles; puis il produit une branche latérale terminée par une ombelle semblable, mais un peu moins fournie. C'est sous ce dernier état seulement que les fructifications de cette plante nous étaient apparues lors de notre premier travail (1); l'existence si carac-

(1) *Loc. cit.*, pl. 24, fig. 50-53.

téristique du grand sporange terminal nous avait échappé.

En d'autres points encore du même mycélium, le filament dressé se termine par un grand sporange, mais sans produire plus tard de branches latérales, et si l'on ne considérait que ce genre de fructification, la plante serait prise pour un simple *Mucor*.

En résumé, cette plante nous présente, dans sa reproduction sporifère, une différenciation profonde, accusée par l'existence de deux sortes de sporanges doués de caractères morphologiques et physiologiques spéciaux, mais produisant des spores identiques. Sporanges et sporangioles sont tantôt réunis sur le même appareil ramifié, comme on le voit dans les fructifications les plus vigoureuses, tantôt dissociés dans des appareils différents issus, en des points plus ou moins éloignés, du même mycélium. En un mot, c'est une Mucorinée hétérosporangiée, ce qui la fait sortir du genre *Circinella*, en même temps que la courbure circinée du pédicelle des sporangioles la fait entrer dans le genre *Helicostylum*.

Elle diffère de l'*H. elegans* par la disposition des sporangioles, qui est en ombelle au lieu d'être en grappe; par leur forme en poire, par le mode d'incurvation de leurs pédicelles, par l'apophyse qui existe ici sous la cloison columellaire, tant du sporange que des sporangioles, et qui manque dans l'*H. elegans*, enfin par la dimension des spores. Le premier de ces caractères différentiels est suffisamment exprimé par la dénomination spécifique *H. glomeratum*.

Helicostylum nigricans (fig. 79-83). — Sur le mycélium se dresse un filament haut d'un centimètre environ, terminé par un grand sporange sphérique, semblable à celui des *Mucor*. Sa large columelle ovoïde, étant insérée à l'intérieur de la sphère primitive, laisse au-dessous d'elle une apophyse bien marquée; sa membrane, incrustée de granules d'oxalate de chaux, diffiue à la maturité sous l'influence de l'eau; ses spores ovales, incolores, homogènes, mesurent $0^{mm},008$ à $0^{mm},009$ sur $0^{mm},005$ à $0^{mm},006$: elles sont beaucoup plus grandes que

celles de l'*H. glomeratum*. Après la maturité et la dissémination des spores, la membrane du tube se cuticularise et se colore en brun noir; la coloration commence sous le sporange terminal, au niveau de l'apophyse, et progresse ensuite lentement vers la base. La columelle demeure d'abord incolore, mais plus tard elle brunit légèrement. C'est de ce caractère, absent dans les deux autres espèces, que je tire la dénomination spécifique.

Ainsi terminé, le tube principal porte latéralement quelque part, vers le tiers de sa hauteur à partir de la base, une grosse protubérance toute hérissée de rameaux assez courts, grêles, rigides, recourbés en crosse et renflés au sommet en autant de petits sporanges sphériques, tous de même dimension. La membrane de ces sporangioles ne diffluc pas à la maturité; elle durcit au contraire et devient cassante comme celle des rameaux circinés dont elle est la continuation. La columelle, petite et bombée en verre de montre, laisse au-dessous d'elle une légère apophyse. Les spores, assez nombreuses dans chaque sporangiole, ont même forme et même dimension que celles du sporange terminal. Au même niveau, il se forme quelquefois sur le tube principal deux ou trois protubérances, bases d'insertion d'autant d'ombelles sessiles. Après la maturité des sporangioles, la coloration du filament principal, parvenue dans sa marche descendante au point d'insertion de l'ombelle, envahit les pédicelles circinés, et la membrane des petits sporanges devient elle-même brunâtre, tandis que les spores demeurent incolores.

En d'autres points du mycélium on observe des tubes dressés qui se comportent autrement. Les uns, après avoir produit le grand sporange terminal, ne forment aucune branche latérale et pourraient être pris pour des filaments de *Mucor*; les autres, ou bien finissent en pointe mousse et développent sur leurs flancs une ou plusieurs ombelles sessiles de sporangioles, ou bien se terminent directement par une ombelle de sporangioles, puis en produisent une ou plusieurs autres latéralement.

En résumé, les fructifications de cette plante nous offrent les mêmes manières d'être que celles de l'*H. glomeratum*, mais

avec des ombelles sessiles de sporangioles, circonstance qui leur donne un port différent.

Par la disposition en ombelle de ses sporangioles, le mode de courbure de leurs pédicelles, l'existence d'une légère apophyse sous-columellaire, enfin la coloration en brun noir de la membrane des tubes fructifères, l'*H. nigricans* diffère de l'*H. elegans*, dont il se rapproche par la forme sphérique de ses sporangioles et par la dimension de ses spores. Il se distingue de l'*H. glomeratum* par ses ombelles sessiles, ses sporangioles sphériques, ses spores beaucoup plus grandes et la coloration des filaments fructifères (1).

THAMNIDIUM Link.

Thamnidium verticillatum, sp. nov. (fig. 84-88).

Le genre *Thamnidium* n'est représenté jusqu'ici que par une seule espèce assez commune, décrite par Link en 1816, sous le nom de *Th. elegans;* nous en avons fait une étude détaillée dans notre premier mémoire (2). J'ai rencontré cet été, sur le crottin de cheval, une seconde espèce de *Thamnidium*, dont voici les principaux caractères.

Beaucoup plus court que dans le *Th. elegans*, le filament qui se dresse sur le mycélium au moment de la fructification ne dépasse pas 8 à 10 millimètres de hauteur. Il se termine par un grand sporange à columelle cylindro-conique sans apophyse, à membrane incrustée d'oxalate de chaux et diffluente à la maturité, à spores très-nombreuses, sphériques, incolores, homogènes, mesurant $0^{mm},005$ à $0^{mm},006$. Vers le quart de sa hauteur, à partir du sommet, le tube principal porte un verticille de quatre à six branches grêles qui se dirigent à 45 degrés et, après avoir dépassé notablement le niveau du sporange terminal, se dichotomisent généralement deux fois dans des plans rectangulaires et produisent au sommet de chaque division un sporangiole plus gros que ceux du *Th. elegans* et contenant une

(1) Pour la description d'une troisième espèce nouvelle (*H. repens*), voyez l'appendice qui termine ce Mémoire.

(2) *Loc. cit.*, p. 65.

vingtaine de spores. La columelle de ces sporangioles est petite, bombée en verre de montre, leur membrane indéhiscente, et leurs spores de même forme et de même dimension que celles du grand sporange. Au-dessous de ce premier verticille il s'en forme un second tout semblable, dont les branches alternent avec celles du premier, et quelquefois un troisième alterne avec le second; dans ces verticilles inférieurs, les branches ne se dichotomisent souvent qu'une seule fois. C'est de cette disposition régulièrement verticillée des branches dichotomes que je tire le nom spécifique de cette plante.

Çà et là, sur le même mycélium, on voit des tubes dressés qui se terminent par un grand sporange diffluent, sans produire de branches latérales; considérés isolément, ils pourraient être pris pour un simple *Mucor*. En d'autres points, le tube principal se termine en pointe stérile et porte latéralement deux ou trois verticilles de sporangioles indéhiscents, ou bien il produit directement au sommet le premier verticille et les autres plus bas. Ces diverses manières d'être des fructifications se rencontrent aussi, comme on sait, dans le *Th. elegans*.

La brièveté du tube principal, jointe à la grande longueur relative des branches dichotomes et au petit nombre de leurs bifurcations, donne au *Th. verticillatum* un port tout différent de celui du *Th. elegans* (1). En rapport avec ce petit nombre de dichotomies, les sporangioles sont plus gros que dans le *Th. elegans*, sensiblement de la taille de ceux de l'*Helicostylum nigricans* ou du *Chætostylum Fresenii*, et ils renferment environ une vingtaine de spores. Enfin, une dernière marque caractéristique de cette espèce est la forme sphérique et la dimension des spores.

Cette espèce me paraît encore intéressante parce qu'elle

(1) J'ai observé quelquefois sur des excréments de chien une variété de *Thamnidium elegans*, remarquable par la longueur que prennent ses branches latérales avant de se bifurquer un grand nombre de fois pour se terminer par des sporanges dispermes ou monospermes, et par la disposition verticillée de ces branches; d'où résulte un port plus lâche que dans le cas normal. Un instant j'ai cru avoir affaire à une espèce distincte; mais la culture de la plante sur crottin de cheval n'a pas tardé à reproduire la forme ordinaire.

indique une transition entre le genre *Thamnidium* et le genre *Thelactis* de Martius, que je n'ai pas encore eu la bonne fortune de rencontrer. Supposons indivises les branches latérales verticillées du *Thamnidium verticillatum*, et terminons chacune d'elles par un sporangiole indéhiscent, nous aurons en effet un *Thelactis*.

IV

TRIBU DES MORTIERELLÉES.

La tribu des Mortierellées renferme les Mucorinées dont le mycélium, dichotome et anastomosé, produit à la fois des stylospores échinées et des sporanges sphériques isolés, à membrane diffluente et non incrustée, séparés du filament qu'ils terminent par une cloison plane, et par conséquent dépourvus de columelle. Elle ne renferme jusqu'à ce jour que le seul grand genre *Mortierella*.

MORTIERELLA Coemans.

Mortierella nigrescens, sp. nov. (fig. 91-104). — *Mortierella fusispora*, sp. nov. (fig. 105-107). — *Mortierella minutissima*, sp. nov. (fig. 89-90).

Dans les deux premiers mémoires, il a été fait une étude détaillée du genre *Mortierella;* on y a, notamment, ajouté sept espèces nouvelles aux deux espèces antérieurement signalées par les auteurs.

Ayant cultivé huit de ces espèces, j'y ai fait connaître les caractères du mycélium et ceux des trois sortes d'organes reproducteurs asexués, chlamydospores, stylospores et sporanges, qu'il produit habituellement, mais dans aucune je n'avais réussi à observer l'appareil sexué et la zygospore qu'il engendre (1). Cette lacune a été comblée récemment par M. Brefeld (2).

(1) *Loc. cit.*, *Recherches sur les Mucorinées*, p. 92-107. — *Nouvelles Recherches sur les Mucorinées*, p. 94-113.

(2) *Botanische Zeitung*, 15 septembre 1876, p. 587.

Renonçant enfin à voir, dans les *Pilobolus* et les *Mucor*, les deux seuls types génériques de la famille des Mucorinées, M. Brefeld a rencontré sur le crottin de cheval et cultivé un grand *Mortierella*, différent de tous ceux que j'ai décrits, mais se rapprochant par sa taille du *M. tuberosa* plus que de tout autre : il le nomme *M. Rostafinskii*. Outre ses sporanges, cette plante forme des chlamydospores mycéliennes ; mais elle paraît dépourvue de ces stylospores à membrane épaisse et échinée que l'on rencontre plus ou moins abondamment dans la plupart des espèces connues, et qui sont déjà plus rares dans les *M. strangulata* et *tuberosa*.

M. Brefeld en a observé les zygospores. Remarquable déjà par sa grosseur, puisqu'elle atteint un millimètre de diamètre, la zygospore du *M. Rostafinskii* se distingue surtout parce que ses deux supports arqués produisent des branches qui, se ramifiant et s'enchevêtrant tout autour d'elle au fur et à mesure qu'elle grandit, l'enveloppent d'une sorte de capsule protectrice, dense à l'intérieur, floconneuse à l'extérieur.

Mais ce n'est là qu'une expression à peine différente d'un caractère que nous avons signalé autrefois dans le *Phycomyces nitens*, et que j'ai décrit le 14 janvier 1876 dans les *Absidia*. La comparaison des *A. septata* et *capillata* montre même, comme on l'a vu plus haut, que dans deux espèces d'un même genre, les rameaux protecteurs peuvent, soit former un seul verticille sur chaque support et laisser voir la zygospore dans leurs intervalles, soit recouvrir en grand nombre le support tout entier et s'enchevêtrer de manière à enfermer complètement la zygospore dans une capsule.

Ainsi, de même que la courbure en tenaille des branches génératrices de la zygospore se trouve çà et là dans chacune des quatre tribus de la famille des Mucorinées : dans les Pilobolées (*Pilaira*), dans les Mucorées (*Phycomyces*, *Spinellus*, etc.), dans les Mortierellées (*Mortierella*) et dans les Syncéphalidées (*Piptocephalis*), de même les rameaux protecteurs existent çà et là dans les genres les plus différents, soit rangés en un seul verticille, et alors simples (*Absidia septata*), ou ra-

meux et enchevêtrés (*Phycomyces nitens*), soit disposés en plusieurs verticilles ou pêle-mêle en grand nombre, et alors simples ou à peine ramifiés (*Absidia capillata*), ou très-rameux (*Mortierella Rostafinskii*). On voit par là que l'appareil zygosporé mûr, ce qu'on pourrait appeler à juste titre le *fruit* des Mucorinées, pouvant présenter une structure analogue dans des genres très-différents (*Phycomyces*, *Absidia* et *Mortierella* — *Mucor*, *Rhizopus* et *Chætocladium*), et une structure très-différente dans des genres très-voisins (*Mucor* et *Phycomyces*, *Rhizopus* et *Absidia*), toute classification fondée sur la structure de ce fruit, comme on pourrait être tenté d'en établir une, serait aussi contraire aux affinités naturelles qu'une classification du même genre chez les Phanérogames.

Cela posé, depuis la publication de mon second mémoire j'ai découvert trois espèces nouvelles de *Mortierella*, et, sur l'une d'elles, qui vit en parasite sur les Agarics, j'ai rencontré enfin cet été l'appareil zygosporé. Aussi est-ce par elle que je commencerai le résumé de mes nouvelles observations.

Mortierella nigrescens (fig. 91-104). — Cette plante est parasite sur plusieurs grands Champignons. Je l'ai trouvée à diverses reprises en octobre 1875 sur divers Agarics, Bolets et *Lycoperdon*, et l'ai cultivée dans le laboratoire d'abord pendant les mois de novembre et de décembre sur l'Agaric champêtre, puis en janvier 1876 sur la Truffe. Ayant de nouveau rencontré la plante en juin 1877, j'en ai repris la culture sur l'Agaric champêtre, et j'ai réussi à en observer les zygospores.

Puissamment développé dans l'air, le mycélium jeune forme une couche laineuse très-épaisse et d'un blanc pur sur l'Agaric qui le nourrit; c'est sur les filaments périphériques de cette couche que se dressent çà et là les tubes sporangifères. Ramifiés dichotomiquement en forme de diapason et dépourvus de cloisons comme dans toutes les autres espèces, les tubes mycéliens sont beaucoup plus gros et atteignent 0mm,010 et 0mm,012 d'épaisseur. Les branches principales qui rampent à la surface du substratum produisent des rameaux divisés en un pinceau

de ramuscules grêles et fort allongés qui pénètrent profondément dans la substance du tissu nourricier : ce sont des suçoirs. Celles qui s'enchevêtrent dans l'air forment aussi des rameaux, et de deux sortes. Les uns, généralement très-courts, vont aussitôt s'anastomoser dans toutes les directions avec les filaments voisins et les relier entre eux. Les autres, gros et courts, se divisent en un certain nombre de culs-de-sac qui divergent d'abord, puis se recourbent l'un vers l'autre. Ces sortes de pattes crochues sont quelquefois libres, mais souvent elles enserrent un filament voisin, sur lequel les branches se moulent en renflant leurs extrémités. Elles naissent, soit le long d'un tube principal libre, soit plus souvent au voisinage d'une anastomose ou même sur la branche anastomotique elle-même. Nous verrons plus tard que c'est dans ces rosettes, visibles çà et là à l'œil nu sous forme de petits tubercules blancs, que les zygospores prennent naissance quand les conditions sont favorables.

Le protoplasma des tubes mycéliens, d'abord homogène, se creuse de vacuoles sphériques, puis se divise en fragments discoïdes ou très-irréguliers et comme réticulés, enfin disparaît complétement. En même temps la membrane du tube se cuticularise, s'épaissit et se colore d'abord en jaunâtre, puis en brun de plus en plus foncé jusqu'au brun-chocolat ; il s'y fait aussi, mais alors seulement, des cloisons transversales entre lesquelles la membrane s'affaisse un peu de manière à donner au tube un aspect noueux. Par sa persistance, sa cuticularisation et sa couleur, ce mycélium rappelle celui du *Spinellus fusiger*, parasite aussi sur les Agarics ; par là aussi il diffère de celui de toutes les autres espèces de *Mortierella* connues jusqu'ici, et c'est de ce caractère que je tire la dénomination spécifique : *M. nigrescens*.

Pour former le tube sporangifère, un des filaments périphériques de la couche laineuse formée par le mycélium émet une branche perpendiculaire, élargie à la base, progressivement atténuée vers le sommet, où elle se renfle brusquement en une sphère, après avoir atteint une hauteur de 1 millimètre à 1 millimètre 1/2. La sphère se sépare bientôt au ras du tube par une

petite cloison bombée en verre de montre, souvent surmontée d'un bouton brillant : c'est le sporange. A son insertion même, qui est tantôt large, tantôt étroite, le tube sporangifère ne présente rien qui ressemble à ces rosettes de culs-de-sac que nous avons vus plus ou moins développés dans toutes les autres espèces, où elles atteignent leur maximum dans les *M. tuberosa*, *strangulata*, etc., et qui servent d'abord de réservoir nutritif pour former la fructification et plus tard de crampons pour la supporter (1). Cette absence s'explique peut-être par l'énorme développement du mycélium aérien, la grosseur de ses tubes et leur longue persistance, joints au très-petit nombre des fructifications qu'il produit; le mycélium aérien se comporte dans son entier comme un vaste réservoir nutritif commun à toutes les fructifications.

Parfaitement hyaline dans toute son étendue, la membrane du sporange devient soluble dans l'eau à la maturité, soit totalement en ne laissant autour de la cloison qu'une petite collerette, soit seulement dans sa moitié supérieure; l'hémisphère inférieur, qui subsiste alors, tantôt demeure en place et forme une coupe qui soutient la masse des spores, tantôt au contraire se rabat le long du tube en forme de manchette plissée en les disséminant. Nichées en très-grand nombre dans une substance interstitielle gélatineuse et hyaline, les spores sont cylindriques, arrondies aux deux bouts, parfois réniformes, et très-petites, mesurant $0^{mm},003$ à $0^{mm},004$ de large sur $0^{mm},006$ à $0^{mm},008$ de long. Comme dans la plupart des *Mortierella*, on en trouve d'inégales et parfois même de difformes.

(1) Ayant retrouvé récemment le *Mortierella strangulata* abondamment développé sur le crottin de cheval, j'ai remarqué que son réservoir nutritif, formé par l'enchevêtrement serré d'un grand nombre de branches très-rameuses, constitue un gros tubercule compacte et sensiblement sphérique. Il peut demeurer quelque temps ainsi sans produire de tube sporangifère : séparé du mycélium et desséché, il fructifie dans une atmosphère humide; il se comporte donc comme un sclérote transitoire. Comme le tube sporangifère provient du développement d'une des branches centrales du tubercule, il a sa base enveloppée par lui, comme un gland dans sa cupule, et son aspect rappelle celui d'un poil d'Ortie. Les spores sont polymorphes; souvent ovales, allongées ou un peu réniformes; souvent aussi triangulaires, forme sur laquelle j'ai insisté surtout dans mon second Mémoire, mais qui ne paraît pas plus fréquente que la première.

Après la maturité du sporange terminal, le tube produit vers le tiers à partir de sa base une branche, plus grosse que lui à ce niveau, qui se redresse et se termine par un sporange situé plus haut que le premier. Plus tard cette branche en forme une seconde vers sa base. Quand elle a atteint son développement complet, le port de cette fructification rappelle donc celui du *M. candelabrum*.

Je n'ai rencontré sur ce mycélium ni chlamydospores, ni stylospores ; les sporanges eux-mêmes y sont rares et fort disséminés. En revanche, et peut-être en raison même de cette circonstance, il s'y forme parfois des zygospores, notamment dans la région profonde de la couche laineuse, à la surface même du milieu nutritif, principalement, m'a-t-il semblé, dans les points de la culture où il y a eu à la fois étouffement et commencement de dessiccation. Elles apparaissent d'abord sous forme de petits tubercules blancs qui virent d'abord au jaunâtre, puis au brun-chocolat; ils sont sensiblement sphériques, mesurent environ un quart de millimètre, et rappellent, à s'y méprendre, les petits périthèces de certains Ascomycètes. Même au microscope, on peut s'y tromper.

En effet, inséré par un court pédicelle sur un filament mycélien et quelquefois au point d'anastomose de plusieurs filaments différents, le petit tubercule se compose, à la maturité, d'une enveloppe formée de plusieurs épaisseurs de branches rameuses enchevêtrées, plus serrées et plus fortement adhérentes en dedans qu'en dehors, vides de protoplasma, à membrane brune, cuticularisée et rigide. A l'intérieur de cette enveloppe, intimement appliquée contre sa face interne, est une zygospore qui mesure $0^{mm},100$ à $0^{mm},125$ et dont l'épaisse membrane cartilagineuse est lisse et incolore ou grisâtre.

La zygospore prend naissance en certains points de la culture, dans ces rosettes de branches courtes et arquées dont il a été question plus haut et qui demeurent très-souvent stériles. Deux de ces branches courbes, dans chacune desquelles une cloison a découpé au préalable une cellule sensiblement égale, viennent se rencontrer en forme de tenaille par leurs sommets

renflés, où elles se fusionnent. La zygospore issue de la pénétration des deux corps protoplasmiques se revêt d'une membrane propre et grossit peu à peu. En même temps, sur toute l'étendue des deux branches conjuguées, et aussi, paraît-il quelquefois, sur les autres branches de la patte qui n'ont pas contribué à former l'œuf, naissent des rameaux qui se ramifient dichotomiquement et s'enchevêtrent tout autour de la zygospore ; de là une enveloppe d'abord assez lâche, mais dont les éléments comprimés de dedans en dehors par l'accroissement même de la zygospore se serrent de plus en plus; finalement tous ces rameaux se vident, se cuticularisent, brunissent leurs membranes, et produisent enfin cette capsule résistante qui protége l'œuf mûr et forme avec lui un petit tubercule. Les deux branches conjuguées ne grossissent pas sensiblement et se confondent dans le tégument pêle-mêle avec les rameaux qu'elles ont produits. Quant à la membrane primitive des deux cellules conjuguées, elle se cuticularise et brunit; mais comme elle adhère faiblement à la membrane cartilagineuse de la zygospore, qui est lisse, quand on brise le tubercule pour en extraire l'œuf, elle demeure le plus souvent adhérente à l'enveloppe.

Comme celles du *Sporodinia grandis* et du *Spinellus fusiger*, les zygospores du *M. nigrescens*, une fois extraites de leur enveloppe, germent après une quinzaine de jours d'exposition dans l'air humide. L'exospore cartilagineuse se rompt, et il s'en échappe un tube dressé qui s'atténue progressivement vers le sommet avant de se terminer par un sporange sphérique. Après quoi il produit latéralement une grosse branche qui se termine de même. La germination a donc lieu comme chez les autres Mucorinées dans les mêmes circonstances.

Chez toutes les Mucorinées, pendant que l'œuf grandit après sa formation, il s'opère, en dehors de lui et dans son voisinage immédiat, de certains phénomènes d'accroissement. Mais il y a sous ce rapport de bien grandes différences entre les divers genres, et l'on peut y distinguer quatre degrés de complication croissante : 1° accroissement uniforme très-faible de la région

inférieure des branches conjuguées (*Syncephalis*), c'est le minimum; 2° accroissement uniforme, mais considérable, de la région inférieure des branches conjuguées (*Mucor*, *Rhizopus*, *Piptocephalis*, etc.); 3° accroissement localisé en certains points de la région inférieure des branches conjuguées où il détermine la formation de rameaux protecteurs, sans que ses branches elles-mêmes se développent (*Mortierella*, *Absidia*); 4° accroissement à la fois général et localisé (*Phycomyces*) : c'est ce dernier cas qui est en réalité le plus compliqué.

Mortierella fusispora (fig. 105-107). — Cette plante a été trouvée en juillet 1877 sur des excréments de lapin. Son mycélium fugace et rampant s'étend assez loin du substratum sur tous les corps humides environnants. En de certains points il produit des stylospores isolées, parfaitement sphériques, à membrane épaisse, munie de tubercules relativement gros, mesurant 0mm,012 environ.

En d'autres points, il développe des tubes sporangifères toujours simples comme ceux des *M. simplex*, *tuberosa*, *strangulata*, etc., mais ne dépassant pas 0mm,5 de hauteur. Ils sont pourvus à la base d'une rosette de culs-de-sac, servant d'abord à les nourrir, puis à les supporter. Le sporange qui les termine est relativement gros et ressemble à une goutte laiteuse. Il renferme, nichées dans une abondante matière gélatineuse, des spores de forme tout à fait caractéristique. Elles sont ovales, très-allongées, presque fusiformes et mesurent 0mm,005 à 0mm,006 de large sur 0mm,022 à 0mm,024 de long. Aucune autre espèce connue du genre n'ayant de pareilles spores, j'ai tiré de ce caractère la dénomination spécifique *M. fusispora*.

Mortierella minutissima (fig. 89-90).—Sur un *Dædalea* placé sous cloche depuis quelques jours, j'ai observé en janvier 1876 un *Mortierella* excessivement petit. Les tubes sporangifères, qui ne dépassent pas 0mm,1 de hauteur, sont plus courts encore que ceux du *M. reticulata*, mais surtout beaucoup plus grêles. C'est la plus petite espèce connue de ce genre. Le tube sporangifère

naît directement d'un filament mycélien sans appendices en cæcum, comme dans le *M. nigrescens*. Le sporange ne contient qu'un petit nombre de spores sphériques ou quelquefois un peu irrégulières, à membrane lisse, pourvues assez souvent au centre, soit d'un gros noyau, soit d'un petit amas de granules et mesurant $0^{mm},008$ à $0^{m},010$. Le tube principal porte fréquemment une ou deux branches latérales aussi puissantes que lui, et qui élèvent leurs sporanges plus haut que le sien. La plante a donc en petit le port du *M. candelabrum*. Je n'y ai pas vu de stylospores.

V

TRIBU DES SYNCÉPHALIDÉES.

La tribu des Syncéphalidées, telle qu'elle a été établie dans notre second mémoire, comprend aujourd'hui deux genres : *Syncephalis* avec treize espèces, et *Piptocephalis* avec sept espèces.

Je n'ai rien à ajouter aujourd'hui à la connaissance du genre *Piptocephalis*, mais j'ai rencontré depuis la publication de mon dernier travail trois *Syncephalis* nouveaux et à plusieurs égards intéressants ; je vais en faire connaître les principaux caractères.

SYNCEPHALIS V. T. et L. M.

Syncephalis furcata, sp. nov. (fig. 108-109). — *Syncephalis nigricans* sp. nov. (fig. 110-111). — *Syncephalis pendula*, sp. nov. (fig. 112-113).

L'une des différences les plus frappantes observées jusqu'ici entre les *Syncephalis* et les *Piptocephalis*, c'est que le tube sporangifère est simple dans les premiers, dichotome dans les seconds. Cette différence se trouve un peu amoindrie, maintenant que j'ai rencontré un *Syncephalis* dont le tube se dichotomise au sommet, une seule fois il est vrai. C'est cette espèce intéressante que nous allons décrire tout d'abord.

Syncephalis furcata (fig. 108-109). — Cette plante a été trouvée sur le crottin de cheval, où elle vivait en parasite sur des

Mucor. Son tube fructifère, muni à la base d'une rosette d'appendices en cæcum, s'atténue progressivement vers le haut, puis se bifurque en deux branches égales qui se terminent aussitôt chacune par un renflement ovoïde. Sur sa calotte supérieure, chaque tête produit un certain nombre de sporanges en doigts de gant, simples, dressés et rapprochés en faisceau, assez courts et ne formant que quatre ou cinq spores chacun. Ces spores, renflées ne forme de tonneau, mesurent 0^{mm},003 de large sur 0^{mm},006 de long. La fructification totale ne dépasse pas 0^{mm},250 de hauteur et elle est incolore dans toutes ses parties. Vues en masse, les spores ont pourtant une teinte jaune claire.

Si cette bifurcation marque un passage vers la dichotomie des *Piptocephalis*, elle montre d'autant mieux où réside la vraie différence de ces deux genres. Cette différence est en effet bien moins dans la nature simple ou dichotome du filament, que dans la structure du renflement sporangifère qui en termine les branches. Dans les *Syncephalis*, ce renflement est et demeure continu avec la cavité du tube dont il est inséparable. Dans les *Piptocephalis*, il se sépare de bonne heure de la cavité du tube par une cloison, au niveau de laquelle il se désarticule et tombe à la maturité. Ce caractère étant indépendant de la simplicité ou de la ramification du filament, on conçoit parfaitement qu'il puisse exister des *Piptocephalis* à filament simple, et des *Syncephalis* à tube dichotome une fois, comme dans le *S. furcata*, ou même plusieurs fois.

Syncephalis nigricans (fig. 110-111). — Rencontrée sur le crottin de cheval, où elle vivait en parasite sur divers *Mucor*, cette plante ressemble aux *S. Cornu* et *reversa* par la courbure en crosse de sa tige sporangifère. Elle diffère du *S. Cornu* par la forme cylindrique du tube et du *S. reversa* parce que le tube se recourbe à une assez grande distance du renflement terminal. De tous les deux, et en même temps de tous les *Syncephalis* connus jusqu'à présent, elle se distingue par la coloration brune qui envahit à la fois le tube et les spores à la maturité ; d'où la dénomination spécifique.

Le tube sporangifère ne dépasse pas 0mm,080. Les sporanges simples, assez courts, serrés en faisceau, se réduisent chacun, après la résorption de la membrane, à un chapelet de spores ovales, brunes, qui mesurent 0mm,006 sur 0mm,004.

Syncephalis pendula (fig. 112-113). — Cette plante s'est développée en compagnie de l'*Absidia repens*, aux dépens duquel elle vivait en parasite, sur un lit de *Sphagnum* humide où germaient des graines; ses tubes fructifères formaient çà et là comme un gazon serré sur les feuilles et les tiges de la mousse.

Appuyé sur une rosette de culs-de-sac qui se cloisonnent en se vidant, le tube fructifère, élargi à sa base, s'atténue progressivement vers le sommet où il se termine par un renflement presque sphérique. Sur sa calotte supérieure seulement, cette tête bourgeonne pour former des sporanges en doigts de gant simples, très-étroits, mais extrêmement longs et retombant tout autour du tube. Chacun d'eux produit au moins vingt et jusqu'à quarante spores cylindriques, disposées en chaînettes et demeurant unies après la résorption de la membrane du sporange, par un disque de matière interstitielle. Pendant quelque temps ces chaînettes flexueuses, recourbées vers le bas, pendent tout autour à la façon d'un plumet; puis les spores se désarticulent peu à peu et tombent. Cette disposition des sporanges et des spores, localisée au sommet de la tête et pendante en forme de chevelure, donne à la fructification un aspect caractéristique; j'en tire la dénomination spécifique *S. pendula*.

Le filament fructifère et les spores sont parfaitement incolores. Les spores sont très-petites, en forme de bâtonnets, et mesurent 0mm,002 de large sur 0mm,004 de long.

Par l'absence de coloration, par la forme du renflement terminal et des spores, cette espèce ressemble plus au *S. spherica* qu'à toute autre. Elle en diffère par la localisation des sporanges, leur grande longueur, leur direction retombante et aussi par la dimension des spores.

APPENDICE.

1. — Sur l'*Helicostylum repens*.

Au cours de l'impression de ce Mémoire, j'ai observé, sur de la lie de vin comprimée en tourteau, une espèce du genre *Helicostylum*, différente à la fois de l'*H. elegans* et des deux espèces nouvelles décrites plus haut (voy. p. 372 et 374). Je vais en tracer ici les principaux caractères.

Sur le mycélium, intérieur au milieu nutritif, s'élève un tube qui se termine en pointe mousse; à peu de distance de la pointe, il se fait une cloison sous laquelle naît une branche qui se redresse verticalement et se termine aussi en pointe mousse; elle se cloisonne, pousse une nouvelle branche verticale, et ainsi de suite, un assez grand nombre de fois; d'où la formation d'un sympode dressé qui peut atteindre jusqu'à 5 centimètres de hauteur et qui a un aspect blanc laiteux tout particulier. Souvent, dès les premières ramifications, le sympode se couche à la surface du substratum. Les extrémités du premier tube et des branches de génération successive, au lieu de finir simplement en pointe mousse, se ramifient alors en autant de pinceaux de crampons qui fixent le filament au milieu nutritif ou aux corps solides environnants. C'est de cette végétation très-souvent rampante des filaments fructifères que j'ai tiré le nom spécifique : *Helicostylum repens*.

Que le sympode soit rampant ou dressé, la dernière branche, et souvent aussi l'avant-dernière, se termine enfin, soit par un gros sporange sphérique à membrane diffluente, soit par une ombelle de sporangioles piriformes indéhiscents portés par des rameaux circinés. Plus tard il se fait aussi çà et là, sur les divers articles du sympode, une courte branche terminée par une ombelle de sporangioles plus ou moins nombreux.

Dans le grand sporange, la columelle est insérée très-haut à l'intérieur de la sphère; il en résulte une apophyse très-développée et un espace assez restreint laissé aux spores. Celles-ci sont ovales et de dimension très-inégale : les moyennes me-

surent environ $0^{mm},012$ sur $0^{mm},010$; elles sont nichées dans une matière interstitielle granuleuse. Après la déhiscence, la membrane de l'apophyse et du tube, déjà incrustée de gros granules et de cristaux prismatiques d'oxalate de chaux, brunit jusqu'à une certaine distance du sporange, comme dans l'*H. nigrescens;* la membrane de la columelle prend aussi une teinte foncée.

Dans les sporangioles, la columelle est aussi attachée très-haut dans l'intérieur du renflement piriforme, de manière à laisser au-dessous d'elle une large apophyse, et au-dessus bien peu de place pour les spores; aussi celles-ci ne forment-elles, le plus souvent, qu'une seule assise. La membrane est indéhiscente, et, comme celle des pédicelles recourbés, elle devient cassante et brunit après la maturité.

Par le mode de développement, toujours sympodique et très-souvent rampant, de son système de fructification, cette espèce se distingue nettement des *H. elegans*, *glomeratum* et *nigrescens*.

2. — Sur les *Mucor circinelloides* et *spinosus*.

Parmi les espèces nouvelles du genre *Mucor* que j'ai rencontrées au cours de mes longues recherches sur les plantes de cette famille et qui sont demeurées jusqu'ici inédites, en voici deux qui, d'après les recherches récentes de M. Gayon, publiées pendant l'impression de ce travail (1), présentent un intérêt physiologique particulier.

On sait que le mycélium du *Mucor racemosus*, quand il se développe sans oxygène libre dans un moût sucré, en provoque la fermentation alcoolique, agissant ainsi sur ce moût comme la levûre de bière dans les mêmes circonstances. M. Gayon vient de montrer que le *Mucor circinelloides* et le *Mucor spinosus* se comportent, sous ce rapport, comme le *Mucor racemosus;* mais tandis que le premier donne jusqu'à 5,5 pour 100 d'alcool, le second n'en produit que 1,5 à 2 pour 100.

(1) Gayon, *Sur l'inversion et sur la fermentation alcoolique du sucre de canne par les moisissures* (*Comptes rendus*, 7 janvier 1878).

« Lorsque ces moisissures sont obligées de vivre sans oxygène libre dans des moûts de bière ou dans des moûts de raisin, leur mycélium se cloisonne et donne naissance à de véritables cellules de ferment ; celles-ci se reproduisent sous la même forme tant qu'on les maintient dans ces conditions, mais elles reforment le mycélium normal dès qu'on les replace dans des liquides très-aérés. Les cellules-ferment du *Mucor circinelloides*, toutes sphériques, sont particulièrement remarquables par l'activité du bourgeonnement et la multiplicité des jeunes cellules qui sortent d'une même cellule mère. » (*Loc. cit.*, p. 53.)

« Les produits de la fermentation alcoolique du glucose avec le *Mucor circinelloides* pur ne diffèrent pas, par leur nature, des produits que donne la levûre de bière pure dans les mêmes conditions. » (*Loc. cit.*, p. 54.)

Ces divers *Mucor* font donc fermenter la glycose, mais ils ne font pas fermenter le sucre de canne. Ils ne sécrètent pas, comme la levûre de bière, un ferment soluble capable de transformer d'abord le sucre de canne en glycose et lévulose avec fixation d'eau. C'est là un second résultat fort intéressant des recherches de M. Gayon.

A raison de ces propriétés physiologiques, qui appartiennent sans doute à bien d'autres plantes de la famille des Mucorinées, je crois devoir donner ici une brève description du *Mucor spinosus*, me rapportant, pour le *M. circinelloides*, à ce qui en a été dit dans mes *Nouvelles Recherches sur les Mucorinées* (*loc. cit.*, p. 94) et dans le présent Mémoire (p. 326).

J'ai rencontré le *Mucor spinosus* à diverses reprises sur de la cochenille broyée, sur du pain moisi et sur du tourteau de Colza. Je l'ai cultivé en grand sur du pain, sur des quartiers d'orange, et en cellule sur du jus d'orange et du moût de bière.

Le mycélium est remarquable par le grand nombre de chlamydospores qui s'y produisent ; elles sont intercalaires ou terminales, quelquefois isolées, mais souvent réunies en chapelets qui atteignent quelquefois une grande longueur.

Simples, fort courts et serrés en tapis, les tubes fructifères

se terminent par des sporanges d'un brun-chocolat, couleur qu'ils doivent à leurs spores et à leur columelle. Le tube est incolore, quelquefois renflé vers le haut. La membrane du sporange, incrustée de granules d'oxalate de chaux, est diffluente à la maturité. La columelle, dépourvue d'apophyse, est colorée en brun plus ou moins foncé; elle porte toujours à son sommet un nombre variable de petits prolongements en doigts de gant, pointus, épineux; quelquefois il n'y a qu'une seule corne, quelquefois il y en a une couronne de dix à douze. C'est de ces prolongements épineux de la columelle que je tire la dénomination spécifique : *Mucor spinosus*. Leur rôle est évidemment de retenir quelque temps les spores unies autour de la columelle en une sorte de framboise, après la diffluence de la membrane.

Les spores sont sphériques, brunes, à contour très-sombre, portant souvent à leur surface de petits granules noirs, qui sont ici, comme dans le *Mucor bifidus*, les granules calcaires de la membrane du sporange demeurés adhérents aux spores périphériques; elles mesurent $0^{mm},004$ à $0^{mm},006$. En germant, elles grossissent beaucoup avant de pousser un tube mycélien; il arrive même souvent que, ainsi nourries, elles produisent directement un tube sporangifère.

EXPLICATION DES FIGURES.

PLANCHE 10.

Questions générales.

Fig. 1. *a*, fragments de spores de *Pilobolus œdipus*, cicatrisés; *b*, fragments des mêmes spores à divers états de germination; — *c*, fragments de spores de *Phycomyces nitens*, cicatrisés; *d*, fragments des mêmes spores à divers états de germination.

Fig. 2. *a*, spores de *Pilobolus œdipus*, exposées dans l'eau à l'action perforante de divers organes inférieurs; elles ont formé des sporules dans leur intérieur: *b*, sporules grossissant et germant; *c*, les sporules sont attaquées à leur tour et vidées.

Fig. 3. *a*, Portion du mycélium du *Mucor circinelloïdes*; *b*, branche principale; *c*, rameaux radicellaires séparés de la branche par une cloison *c*; *r*, rameaux axillaires à divers états de développement.

Pilobolus crystallinus.

Fig. 4. Calotte noire du sporange avec son réseau blanc.
Fig. 5. Spores.

Pilobolus Kleinii.

Fig. 6. Tube sporangifère : port.
Fig. 7. Section longitudinale optique de la région supérieure du tube sporangifère : *c*, calotte cuticularisée de la membrane du sporange ; *d*, zone diffluente de cette membrane ; *l*, cercle limite de cuticularisation ; *g*, couche superficielle de la matière gélatineuse interstitielle.
Fig. 8. Portion supérieure du tube fructifère dont on a arraché le sporange avant sa déhiscence et sa projection en tirant sur la calotte cuticularisée ; à la columelle cylindro-conique noirâtre continuent d'adhérer quelques spores.
Fig. 9. Insertion du filament sporangifère sur le mycélium : *m*, branche mycélienne ; *a*, apophyse ; *p*, pied globuleux ou réservoir nutritif.
Fig. 10. Spores : *a*, spores ordinaires, de forme un peu variable, munies souvent, mais pas toujours, de deux vacuoles claires ; il y en a quelquefois trois, quelquefois une seule ; *b*, spores difformes.

Pilobolus longipes.

Fig. 11. Tube sporangifère : port.
Fig. 12. Réservoir nutritif vermiforme qui précède la fructification : *a*, apophyse mycélienne ; *p*, pied.
Fig. 13. Le même, après enracinement du pied et développement de son sommet en tube vertical.
Fig. 14. Coupe longitudinale optique du sommet du tube sporangifère : *c*, calotte noire de la membrane du sporange ; *d*, zone diffluente de cette membrane ; *l*, cercle limite de cuticularisation ; *g*, couche externe de la matière gélatineuse interstitielle.
Fig. 15. Spores : *a*, spores intactes ; *b*, une spore crevée par compression pour montrer l'épaisseur de la membrane.

Pilobolus nanus.

Fig. 16. Tubes sporangifères : port.
Fig. 17. Disposition intercalaire et groupement des pieds de ces tubes : *a*, *a*, apophyses mycéliennes ; *p*, *p*, pieds.
Fig. 18. Même disposition avec trois tubes à la file ; mêmes lettres.
Fig. 19. Section longitudinale optique de la région supérieure du tube sporangifère : *c*, calotte jaune cuticularisée du sporange ; *d*, région diffluente ; *l*, cercle limite de cuticularisation ; *g*, couche gélatineuse ; *k*, columelle surbaissée en plateau.
Fig. 20. Même section, après la déhiscence opérée par l'eau sous la lamelle de verre : *c*, calotte cuticularisée soulevée ; *d*, *d*, bords recroquevilles de la zone diffluente dissoute ; *g*, couche gélatineuse gonflée au dehors.

Fig. 21. Spores : *a*, spore en repos ; *b*, spore nourrie ; *c*, spore germant.

Fig. 22. Spores durables à membrane tuberculeuse, produites dans le milieu nutritif par des tubes mycéliens qui se rattachent au mycélium général au voisinage d'un faisceau de tubes sporangifères ; en *a*, la spore est vue en coupe longitudinale optique pour montrer l'épaisseur de la membrane et le contenu oléagineux.

PLANCHE 11.

Absidia capillata.

Fig. 23 et 24. Port et marche des fructifications en arcades à la surface du milieu nutritif.

Fig. 25. Extrémité d'un stolon parabolique enracinée dans le substratum.

Fig. 26. Insertion du faisceau de branches sporangifères au sommet de l'arc parabolique.

Fig. 27. Section longitudinale optique d'un sporange.

Fig. 28. La même, après la diffluence de la membrane et la chute de la plus grande partie des spores.

Fig. 29. La même, après que la columelle s'est rabattue et invaginée dans l'apophyse ; d'où une cupule renfermant quelques spores.

Fig. 30. Spores.

Fig. 31. Spores germantes : elles grossissent d'abord en devenant sphériques *a*, puis poussent un tube mycélien *b*.

Fig. 32. Début d'une conjugaison : l'une des protubérances se forme sur une branche *b*, l'autre sur un rameau *r*, émané de cette branche en *i* et terminé en pointe un peu au delà.

Fig. 33. Après séparation des deux cellules qui vont se conjuguer.

Fig. 34. Après la conjugaison des deux cellules ; formation des rameaux courants : ceux du premier verticille sont déjà bien développés, et il y a indication de deux autres verticilles.

Fig. 35. Zygospore mûre, enveloppée et cachée à l'œil par des rameaux courants enchevêtrés, mais recourbés en crosse au sommet et épineux latéralement. La zygospore s'est formée entre une branche et un rameau émané de cette branche.

Fig. 36. Zygospore dépouillée de son enveloppe de rameaux noirs. Ceux-ci, séparés et en grande partie brisés par la préparation, sont représentés à droite et à gauche avec les suspenseurs où ils sont insérés et les branches qui les portent. On voit mieux les épines latérales, qui sont de très-courts ramuscules.

Absidia septata.

Fig. 37. Port des fructifications en arcades.

Fig. 38. Sporange en section longitudinale optique, avec la cloison dans le tube, à peu de distance de l'apophyse.

Fig. 39. Le même, après la diffluence de la membrane et la chute de la plupart des spores.

Fig. 40. Le même, après que la columelle s'est rabattue dans l'apophyse.

Fig. 41. Spores : *a*, mûres ; *b*, gonflées par un début de germination ; *c*, poussant un tube mycélien.

Fig. 42. Début d'une conjugaison. Elle s'opère entre une branche et son rameau.

Fig. 43. Conjugaison plus avancée, après fusion des deux cellules conjuguées.

Fig. 44. Formation des deux verticilles de rameaux couvrants.

Fig. 45. Zygospore mûre. Les rameaux recourbés situés dans le plan de la figure sont seuls représentés ; ceux qui se projettent en avant sur la zygospore ne sont indiqués que par leurs bases d'insertion. La zygospore s'est formée entre une branche et un rameau issu de cette branche, et qui se termine en pointe un peu au delà.

Fig. 46. Un verticille complet de rameaux couvrants, vu de face et d'arrière. La branche conjuguée qui les porte est issue d'un filament non loin de son sommet *s*.

Fig. 47. Formation de la zygospore dans l'air sur une arcade sporangifère : *a*, stolon parabolique enraciné par des crampons *c*, et portant deux tubes sporangifères *s*, dont les sporanges ouverts ont disséminé la plupart de leurs spores ; *a'*, nouveau stolon parabolique issu du précédent, mais terminé en pointe avant d'atteindre le sol ; *b*, branche issue de ce stolon, également infléchie vers le sol, et terminée en pointe avant d'y arriver. C'est entre le stolon *a'* et la branche *b* que la conjugaison s'opère et que la zygospore se trouve portée dans l'air.

Fig. 48. Azygospore entourée par un seul verticille de rameaux recourbés ; elle se forme sur une branche *b*, qui se termine en pointe un peu au-dessus d'elle, et qui, dans cette partie supérieure *r*, se recourbe aussi sur l'azygospore.

PLANCHE 12.

Absidia reflexa.

Fig. 49. Port des fructifications. Les arcades en forme d'ogive élancée ne portent, au sommet de chaque ogive, qu'un seul sporange réfléchi.

Fig. 50. Branche sporangifère. Sa base est accompagnée de quelques appendices en cul-de-sac ; elle porte une cloison à peu de distance du sporange. Celui-ci est vu en section longitudinale optique.

Fig. 51. La même, après la diffluence de la membrane du sporange et l'émission des spores.

Fig. 52. La même, après que la columelle s'est reployée en cupule à l'intérieur de l'apophyse.

Fig. 53. Spores : *a*, mûres ; *b*, gonflées par un début de germination ; *c*, émettant un tube mycélien.

Fig. 54. Extrémité d'un stolon parabolique enraciné dans le milieu nutritif.

Absidia repens.

Fig. 55. Port et marche des fructifications à la surface du milieu nutritif. Les arcades, très-surbaissées, portent chacune un bouquet de branches sporangifères assez hautes

Fig. 56. Sporange en section longitudinale optique. La columelle se prolonge en un appendice grêle terminé par un gros bouton sphérique. Il y a une cloison au-dessous du sporange.

Fig. 57. Le même, après diffluence de la membrane et dissémination des spores.

Fig. 58. Le même, après rétraction de la columelle en forme de cupule, au fond de laquelle se relève l'appendice et son bouton.

Fig. 59. Spores ovales de ces sporanges normaux.

Fig. 60. Spores germantes. Elles se gonflent d'abord en devenant sphériques, puis projettent un tube mycélien.

Fig. 61. Petits sporanges à courts pédicelles et de forme très-allongée, qui se forment çà et là sur tous les tubes aériens, à la fin de la végétation. Leur membrane est incrustée d'oxalate de chaux, et leurs spores, sphériques ou subsphériques, sont colorées en bleu noir.

Fig. 62. Le même petit sporange, après diffluence de la membrane.

Fig. 63. Spores de ces petits sporanges.

Rhizopus echinatus.

Fig. 64. Port des fructifications.

Fig. 65. Sporange en section longitudinale optique.

Fig. 66. Le même, après diffluence de la membrane et dissémination des spores. Quelques spores demeurent adhérentes à la large columelle.

Fig. 67. Spores à exine échinée.

Fig. 68. Chlamydospores formées çà et là sur les tubes mycéliens. En *a*, on a figuré l'épaisseur de la membrane et le contenu granuleux et oléagineux.

Rhizopus circinans.

Fig. 69. Port et marche des fructifications à la surface du milieu nutritif. L'extrémité des stolons se recourbe en crosse avant de toucher le support et de s'y enraciner.

Fig. 70. Tube sporangifère recourbé en crosse *t*, et portant un sporange réfléchi, vu en coupe longitudinale optique; *s*, extrémité recourbée du stolon, enracinée en *r*, et formant, en *s*, un nouveau stolon.

Fig. 71. Tube sporangifère, après diffluence de la membrane du sporange et émission des spores. Il y a ici deux tubes *t*, *t'*, insérés au sommet enraciné du stolon *s*.

Fig. 72. Spores mûres, anguleuses, à exine munie de crêtes cuticularisées et colorée en bleu noir.

Fig. 73. Spores germantes.

PLANCHE 13.

Helicostylum glomeratum.

Fig. 74. Port des fructifications : *a*, tube simple, terminé par un grand sporange ; *b*, tube simple, terminé par une ombelle de sporangioles ; *c* et *d*, tubes

terminés par un grand sporange et portant latéralement, soit une branche terminée par une ombelle de sporangioles (*c*), soit deux verticilles de pareilles branches (*d*) ; *e*, tube terminé par une ombelle de sporangioles et portant latéralement deux verticilles de branches terminées aussi par une ombelle de sporangioles.

Fig. 75. Le grand sporange terminal, vu en coupe longitudinale optique.

Fig. 76. Le même, après diffluence de la membrane et dissémination des spores.

Fig. 77. Sporangioles réfléchis, indéhiscents et piriformes.

Fig. 78. Spores : *a*, mûres ; *b* et *c*, germantes.

Helicostylum nigricans.

Fig. 79. Port des diverses sortes de fructifications : *a*, *b*, *c*, *d*, *e*, *f*.

Fig. 80. Le grand sporange terminal, vu en coupe longitudinale optique.

Fig. 81. Le même, après diffluence de la membrane et dissémination des spores.

Fig. 82. Sporangioles réfléchis, indéhiscents, sphériques.

Fig. 83. Spores : *a*, mûres ; *b* et *c*, germantes.

Thamnidium verticillatum.

Fig. 84. Port des diverses fructifications : *a*, *b*, *c*.

Fig. 85. Le grand sporange terminal, en section longitudinale optique.

Fig. 86. Le même, après diffluence de la membrane et dissémination des spores.

Fig. 87. Sporangioles indéhiscents, portés sur des branches verticillées, longues, et deux fois seulement dichotomes.

Fig. 88. Spores mûres.

Mortierella minutissima.

Fig. 89. Tube sporangifère, sans culs-de-sac basilaires, et pourvu d'une branche latérale puissante. Le sporange terminal est ouvert, le sporange latéral est encore fermé.

Fig. 90. Spores munies de noyaux.

Mortierella nigrescens.

Fig. 91. Port des fructifications ; pas de culs-de-sac basilaires. Le tube sporangifère se ramifie assez souvent.

Fig. 92. Sporange en coupe longitudinale optique.

Fig. 93. Le même, après diffluence de la membrane et dissémination des spores. Il subsiste une portion inférieure de la membrane formant cupule.

Fig. 94. La diffluence de la membrane est totale.

Fig. 95. La portion inférieure résistante se rabat le long du tube en forme de manchette plissée.

Fig. 96. Spores.

Fig. 97. Anastomose de tubes mycéliens, avec rosette de branches crochues.

Fig. 98. Anastomose plus compliquée de deux pareils tubes, produisant une rosette semblable.

Fig. 99. Rosette de branches crochues, produite le long d'un tube mycélien, loin de toute anastomose.

Fig. 100. Début d'une conjugaison. Deux des branches de la rosette se développent davantage et rapprochent leurs sommets en forme de tenaille; une cloison sépare, à chaque bout, une cellule pareille.

Fig. 101. Après la réunion des deux cellules. Formation des rameaux couvrants par bourgeonnement de toute la surface des branches arquées.

Fig. 102. Zygospore mûre enveloppée et cachée par des rameaux couvrants, ramifiés et enchevêtrés, cuticularisés et colorés en brun noir.

Fig. 103. Section théorique d'une pareille zygospore, montrant, au centre, la zygospore proprement dite, avec son épaisse membrane cartilagineuse et son contenu oléagineux, et faisant voir comment les rameaux enchevêtrés et divisés, qui forment la cupule protectrice, procèdent des deux branches arquées primitives.

Fig. 104. Zygospore extraite de son enveloppe de rameaux couvrants.

Mortierella fusispora.

Fig. 105. Tube sporangifère. Il est simple et muni, à la base, de culs-de-sac en rosette. Le sporange est vu en coupe longitudinale optique.

Fig. 106. Spores : *a*, mûres ; *b*, germantes.

Fig. 107. Stylospore échinée.

Syncephalis furcata.

Fig. 108. Tube sporangifère avec sa rosette de crampons; il est bifurqué au sommet et, sur chaque tête, on n'a représenté que les sporanges linéaires situés dans le plan de la figure.

Fig. 109. Spores mûres.

Syncephalis nigricans.

Fig. 110. Tube sporangifère recourbé en crosse, et noircissant. On n'a représenté, sur sa tête sphérique, que les sporanges linéaires situés dans le plan de la figure.

Fig. 111. Spores mûres, à exine brunâtre.

Syncephalis pendula.

Fig. 112. Tube sporangifère portant, sur la calotte supérieure seulement de sa tête presque sphérique, de longs sporanges linéaires retombant en chevelure tout le long du tube.

Fig. 113. Spores mûres.

FIN DU QUATRIÈME VOLUME.

ERRATA.

Page 63, ligne 11, *au lieu de* Infusoire, *lisez* Anguillule.

Page 63, ligne 18, au lieu de *Ch. endogenum* Sorok., lisez *Ch. endogenum* Al. Br.

Page 198, jusqu'à la fin du mémoire, substituer au mot *mycelium* des diagnoses, celui de *masse*, indiquant le groupe de spores vu à l'œil nu et leur coloration.

TABLE DES ARTICLES

CONTENUS DANS CE VOLUME.

ORGANOGRAPHIE, ANATOMIE ET PHYSIOLOGIE.

MONOGRAPHIE ET DESCRIPTION DES PLANTES.

PALÉONTOLOGIE VÉGÉTALE.

TABLE DES ARTICLES

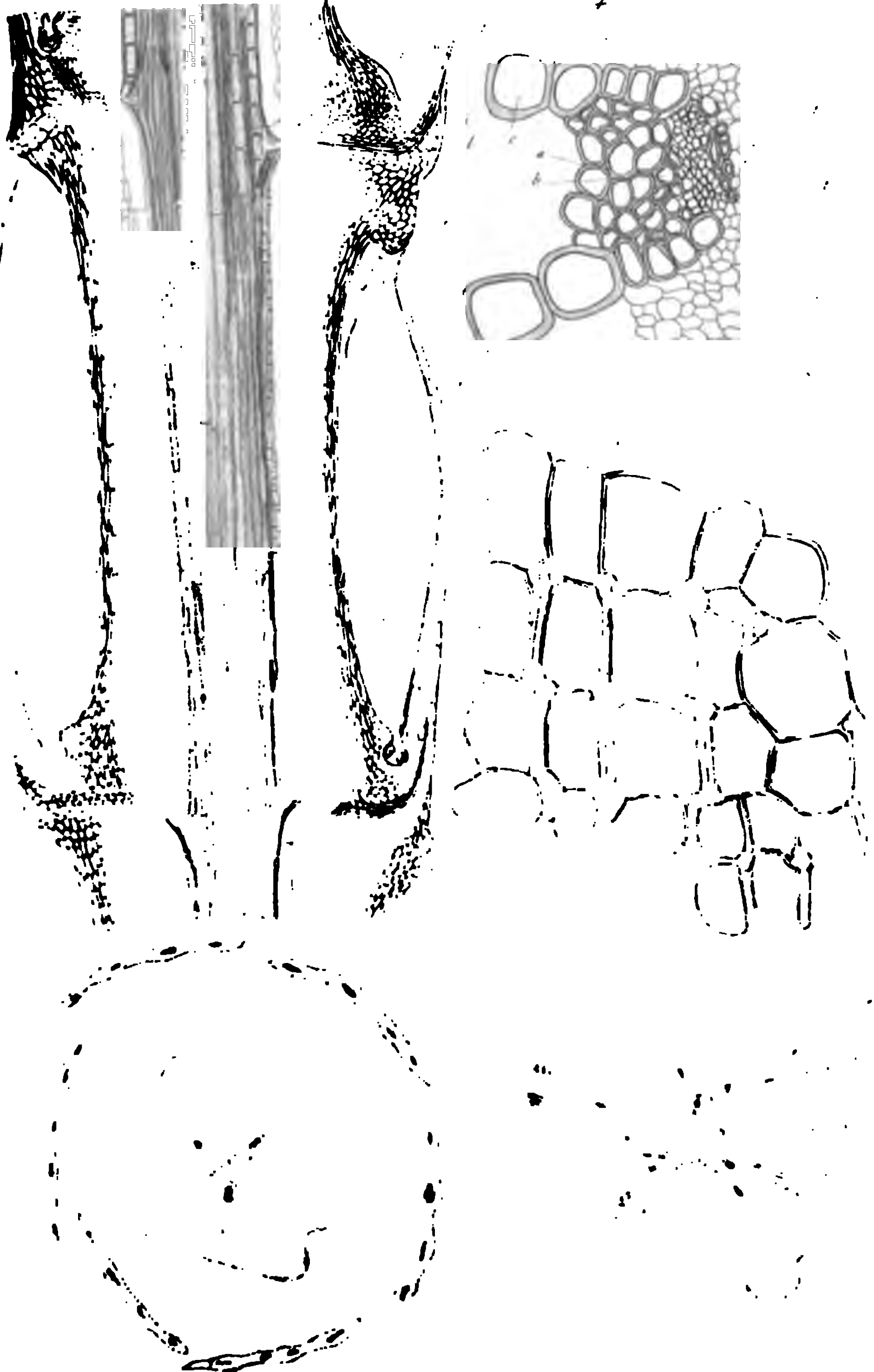
PAR NOMS D'AUTEURS.

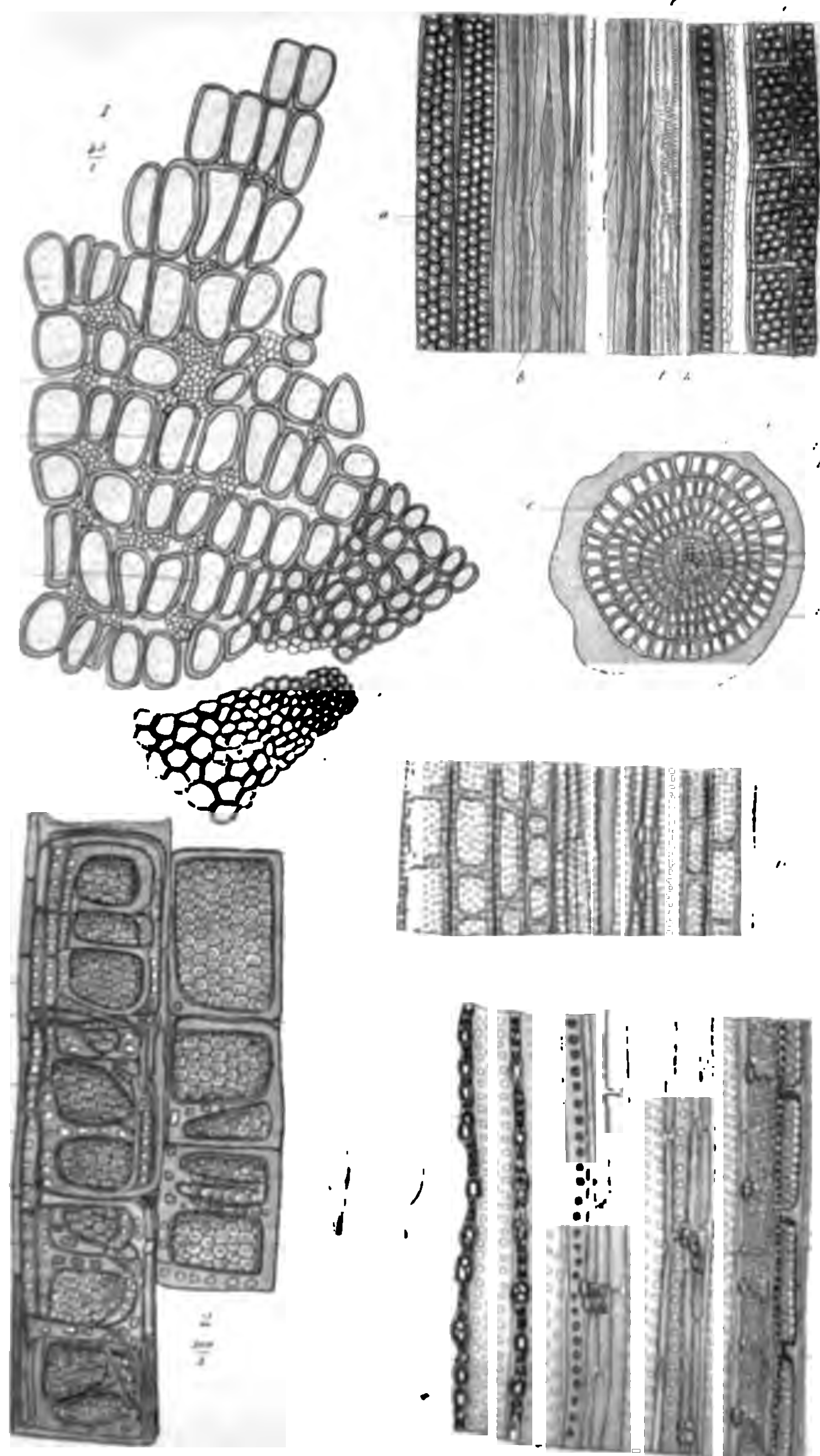
TABLE DES PLANCHES

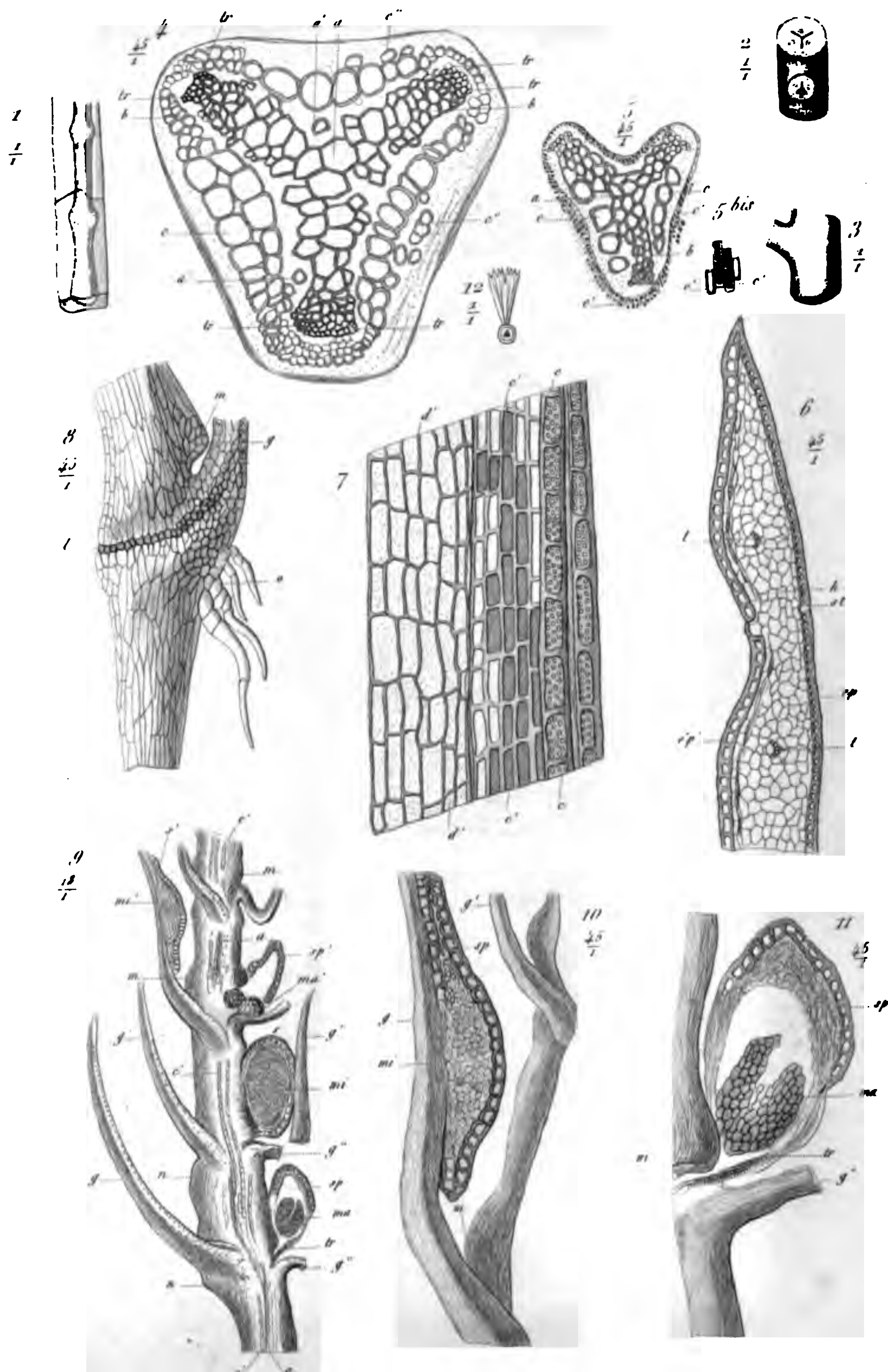
RELATIVES AUX MÉMOIRES CONTENUS DANS CE VOLUME.

FIN DES TABLES.

PARIS. — IMPRIMERIE DE E. MARTINET, RUE MIGNON, 2



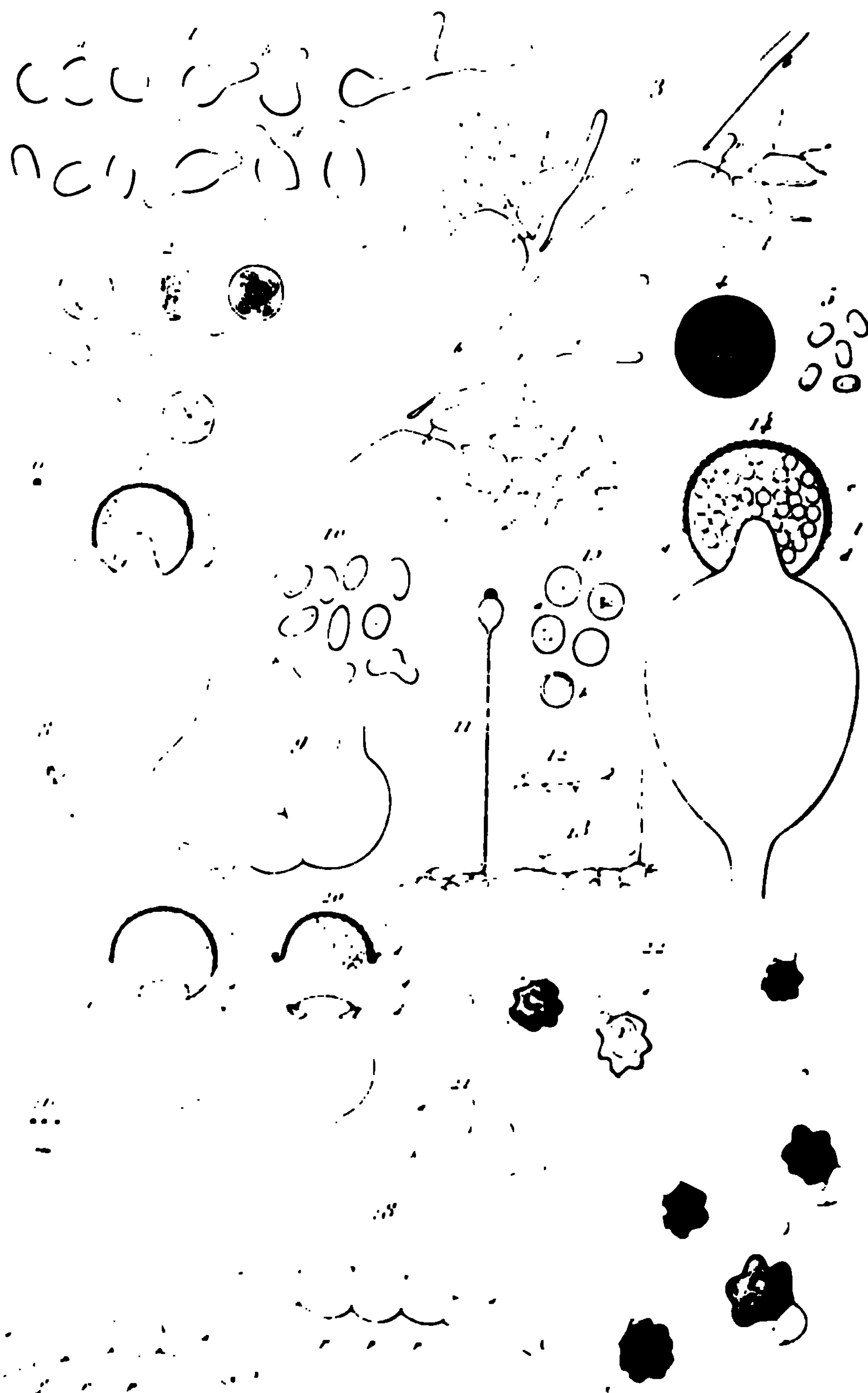




B. Renault del. Pierre sc.

Fructification des Sphenophyllum.

Imp. A. Salmon, r. Vieille Estrapade, 15. Paris.

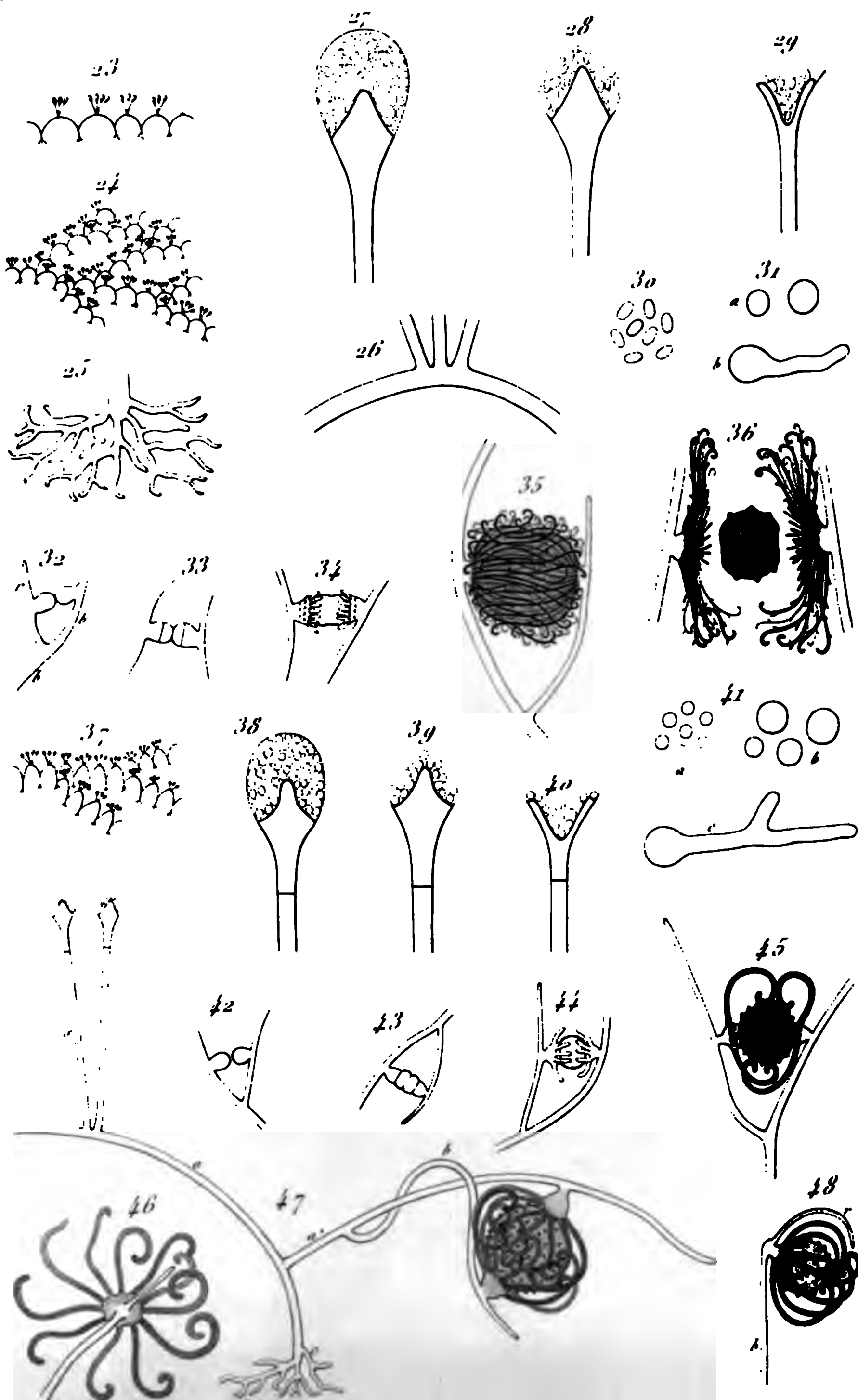


Tieghem del.

Picart

Pilobolus

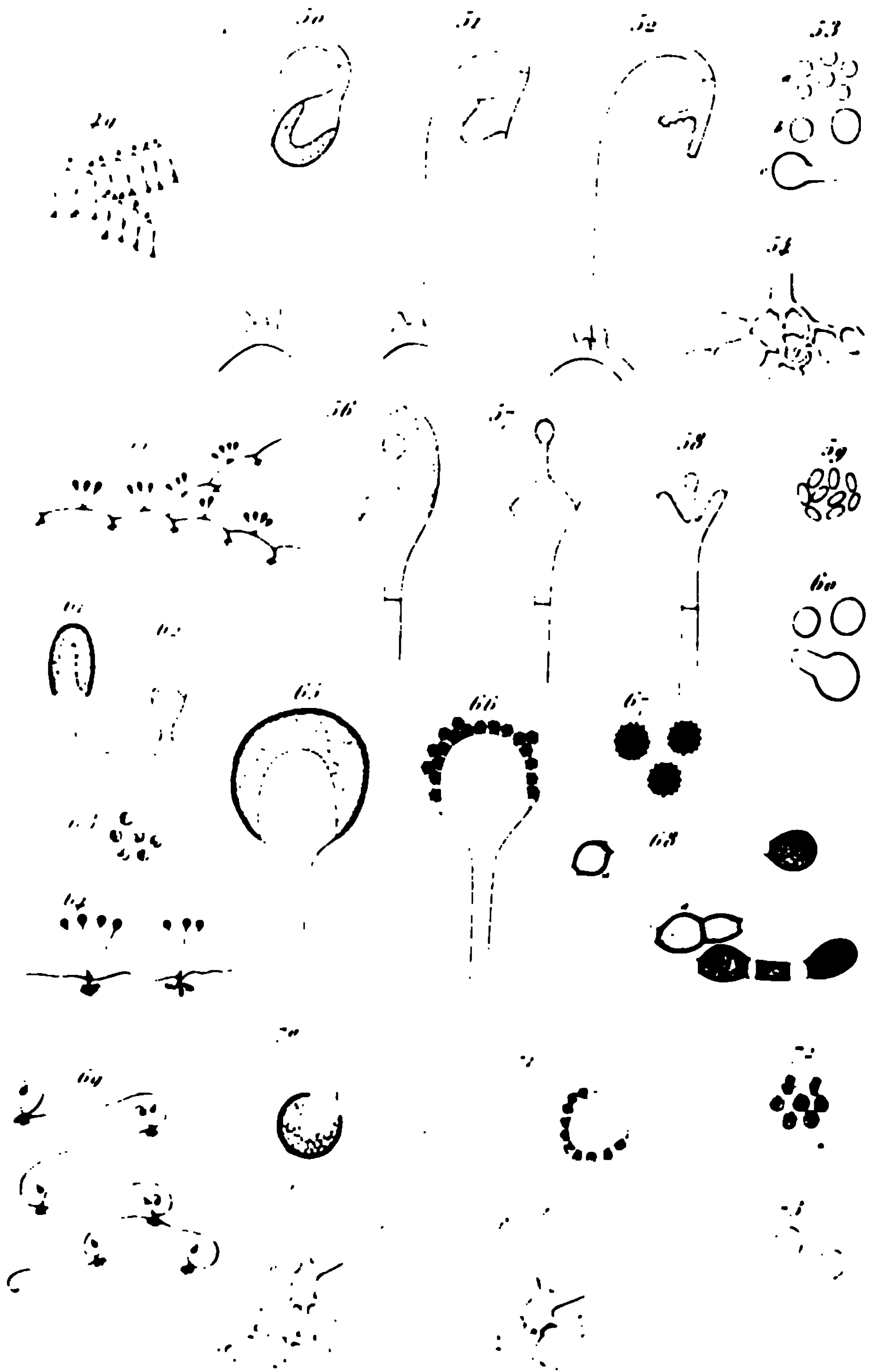
P. Kleinii (6-10). P. longipes (11-13). P. nanus (16-22).



Ph. Van Tieghem del. Picart sc.

Absidia

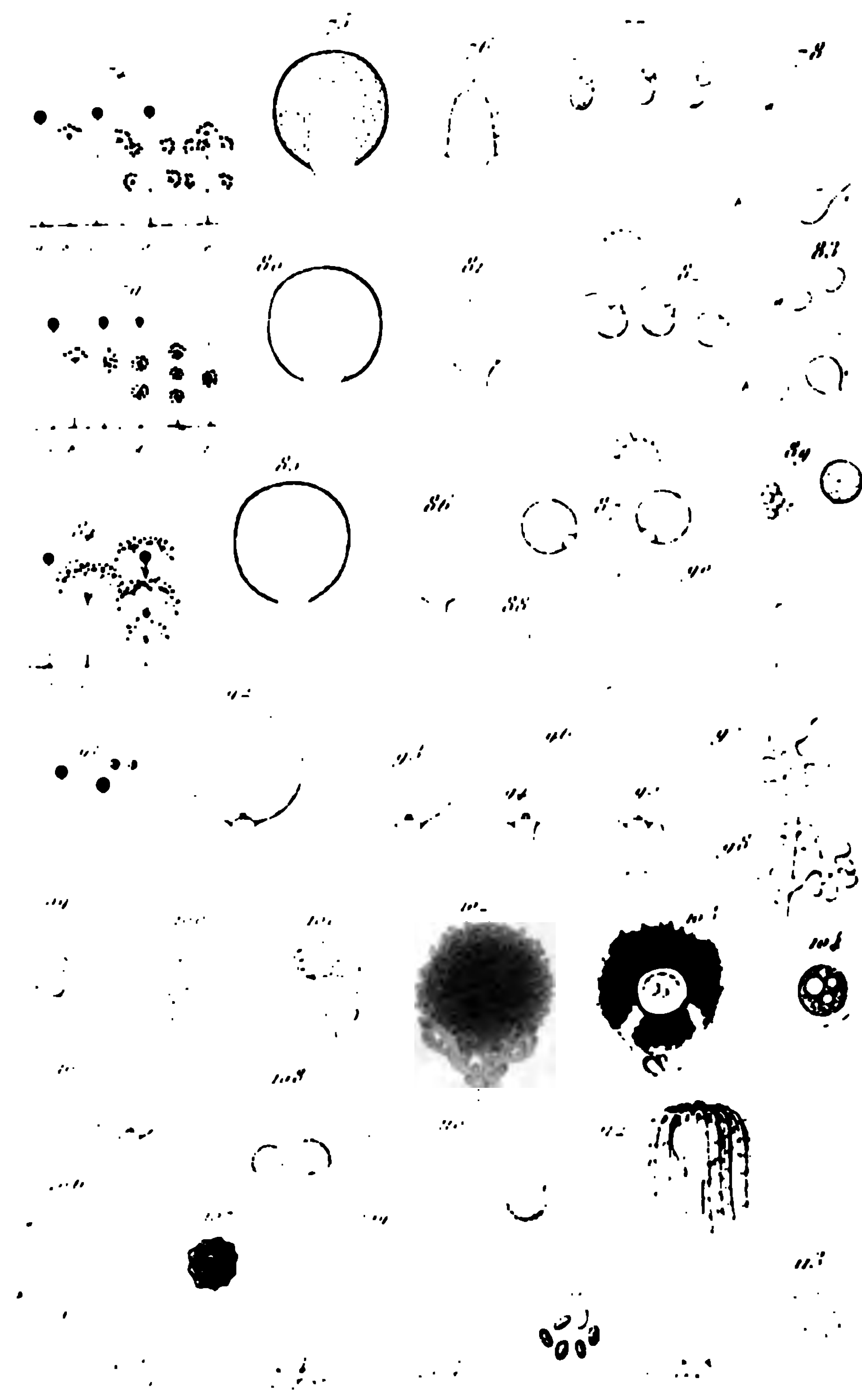
A. capillata (23_36) _ A. septata (37 _ 48).



P. Van Tieghem del. — Picart sc.

Absidia reflexa (fig. 49-64). — Absidia repens (fig. 65-66).
Rhizopus echinatus (fig. 67-68). — Rhizopus circinans (fig. 69-72).

Imp. A. Salmon, r. Vieille Estrapade, 15, Paris.



Van Tieghem del.   Picart sc.

...ostylum glomeratum (76-78). H. nigricans (79-81). Thamnidium verticillatum (82-88).
Verticillella minutissima (89-91). V. nigrescens (92-98). V. trichospora (100-102).
Syncephalis furcata (103-109). S. nigricans (110-111). S. pendula (112-113).

